

ANNALES DE PARASITOLOGIE

HUMAINE ET COMPARÉE

TOME XXXV

1960

N° 5-6

MÉMOIRES ORIGINAUX

PARACOLEOMITUS GRASSEI n. g. n. sp.

SCHIZOPHTE DU CÔLON DE *CALOTERMES FLAVICOLLIS* F.

Par Jehanne-Françoise MANIER

Les Termites hébergent de nombreuses Bactéries. Dans la septième édition du « Bergey's Manual of determinative Bacteriology », huit types de Bactéries appartenant aux genres *Fusiformis*, *Bacillus*, *Micromonospora*, *Arthromitus*, *Coleomitus*, *Spirochaeta*, *Treponema*, *Caryococcus*, sont signalés.

Cependant, un robuste Schizophyte filamenteux, fixé à la cuticule du côlon de *Calotermes flavicollis* F., ne semble pas avoir retenu l'attention.

Sa présence est quasi-constante chez tous les individus de la société : larves, nymphes, soldats, sexués (1). Dans les cas d'infestation légère, on le trouve dans la partie postérieure du côlon, au voisinage du rectum ; dans les cas de parasitisme plus sévère, il s'installe dans tout le côlon. Nous ne l'avons jamais observé, ni dans la panse rectale, ni dans le rectum.

Les filaments de ce Schizophyte, généralement groupés, forment des touffes plus ou moins importantes. D'autres organismes, déjà identifiés chez des Isoptères, peuvent rentrer dans la composition de ces bouquets bactériens : filaments monoaxes d'*Arthromitus* (Leidy 1849-1881), thalles délicats avec fines ramifications latérales de *Micromonospora* (Hungate 1946), *Fusiformis* (Duboscq et Grassé 1927) (Grassé 1938), grands filaments d'un *Bacillus* (Duboscq et Grassé 1927), Spirochètes de différentes tailles (Hollande 1922). Les

(1) Jusqu'à ce jour, par contre, nous n'avons jamais observé *Paracoleomitus grassei* dans l'intestin postérieur de *Reticulitermes lucifugus* Rossi.

Bactéries variées qu'abritent les Termites mériteraient de retenir l'attention des Bactériologistes. Nous voulons simplement rappeler ici leur présence à côté du Schizophyte que nous allons décrire.

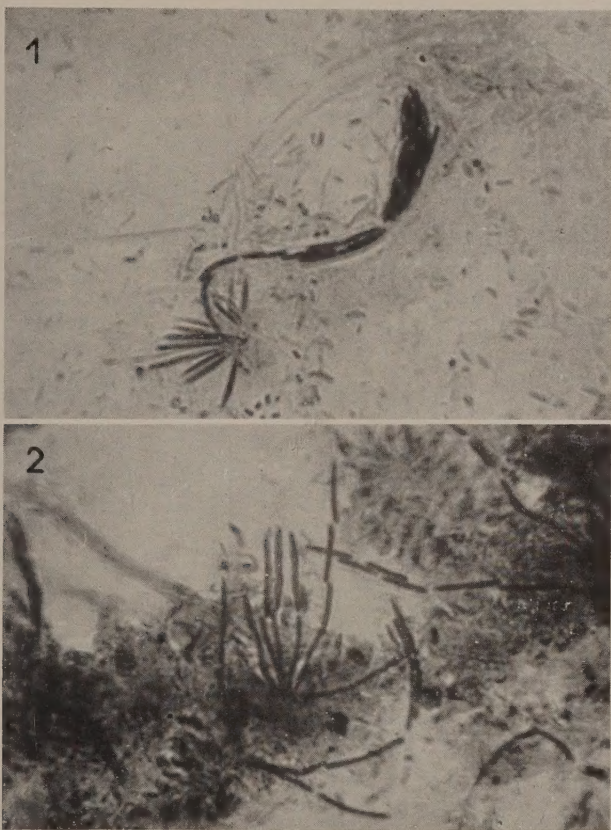
Développement :

La cellule initiale est un élément fusiforme de $3\ \mu$ de long, $0,8\ \mu$ de large (fig. I, 1). Elle se fixe par un de ses pôles à la cuticule



FIG. I. — 1, éléments initiaux de *Paracoleomitus grassei* ; 2, stades unicellulaires ; 3, 4, différentes phases du développement.

interne du còlon et commence à s'allonger (fig. I, 2, et photo 1). Rapidement, la masse cytoplasmique se divise en deux par l'apparition d'une cloison transversale, perpendiculaire au grand axe de



PHOT. N° 1. — Groupe de jeunes *Paracoleomitus* encore monocellulaires, à l'exception d'un filament plus développé.

PHOT. N° 2. — *Paracoleomitus* formé de quelques cellules seulement.

la cellule. Les deux cellules formées ne se placent pas tout à fait dans le prolongement l'une de l'autre ; elles se décalent et prennent une disposition en forme de baïonnette (fig. I, 3 et photo 2). Cette disposition leur est impliquée par la présence d'une mem-

brane externe, très fine à ce stade, qui s'accroît plus lentement que la masse cytoplasmique. Nous aurons à insister sur cette membrane. L'allongement de l'organisme se poursuit, tandis que des files d'éléments bacillaires, de 4 à 25 μ de long, 0,6 à 1 μ de large, s'organisent à l'intérieur de la membrane enveloppante (fig. I, 3 et photo 2). Quand le Schizophyte présente quelques cellules (3 à 6 en général), disposées sur un seul rang, la multiplication des cellules s'accélère dans la partie distale qui se renfle. Les éléments bacillaires se multiplient toujours par divisions transversales, mais ils ne gardent plus la disposition en file ; ils glissent et se placent côte à côte, leur grand axe demeure parallèle au grand axe du filament. Tandis que les cellules continuent à se multiplier dans le renflement terminal qui s'hypertrophie, dans la région sous-jacente, les bâtonnets bactériens toujours plus nombreux se disposent eux aussi côte à côte. Un organisme bien développé présente une série de renflements plus ou moins accusés, du sommet à la base (fig. I, 4 et photo 5). La maturation de ces Bactéries étant basipète, les filaments sont toujours plus développés dans leur partie distale que dans leur région proximale. Par exemple, un filament, dont le renflement terminal mesure 13 μ de diamètre, n'a plus que 6 à 7 μ dans la région médiane et 3 μ à la base, où les cellules sont momentanément disposées en une file unique. Au terme de leur développement, les filaments ont jusqu'à 200 μ de long ; leur diamètre au sommet

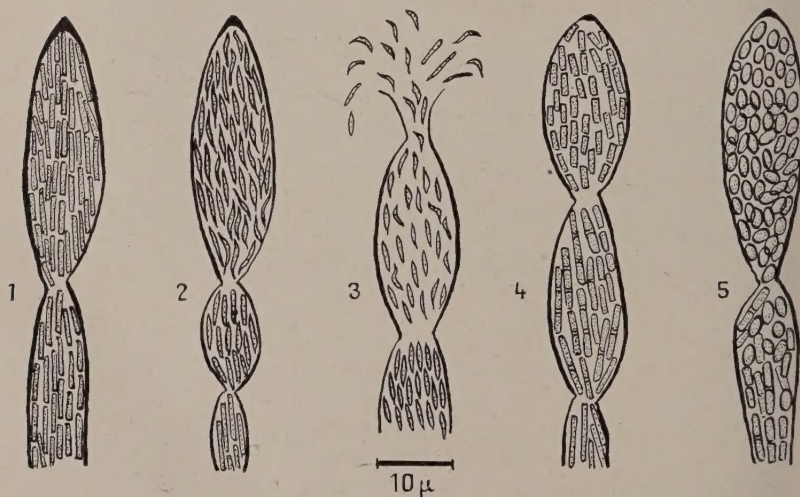
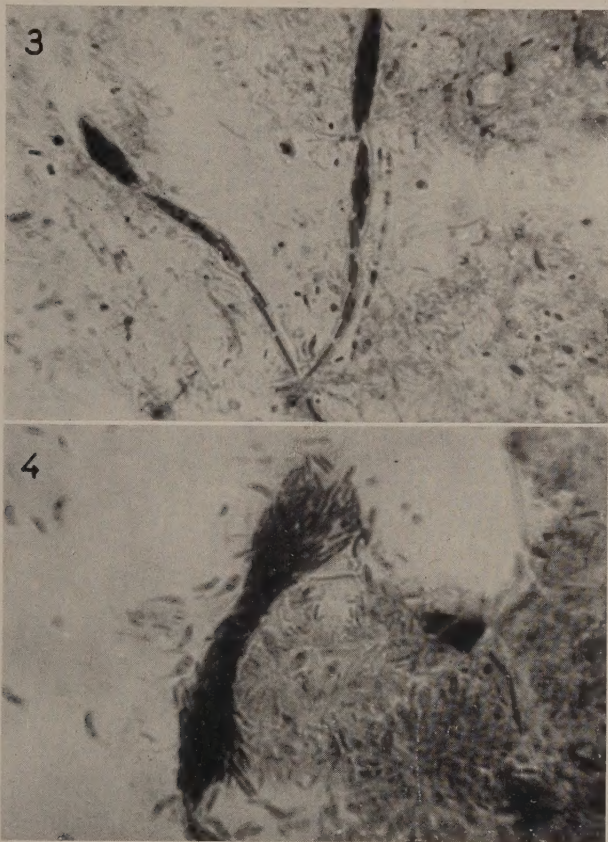


FIG. II. — 1, 2, formation des éléments fusiformes de *Paracoleomitus grassei* ; 3, dissémination de ces éléments ; 4, 5, formation des spores.

peut être de 19 μ , mais est, le plus souvent, de 9 à 12 μ . Ils sont limités par une grosse membrane qui s'épaissit à l'extrémité distale libre pour former un petit capuchon de protection (fig. II, 1, 2).

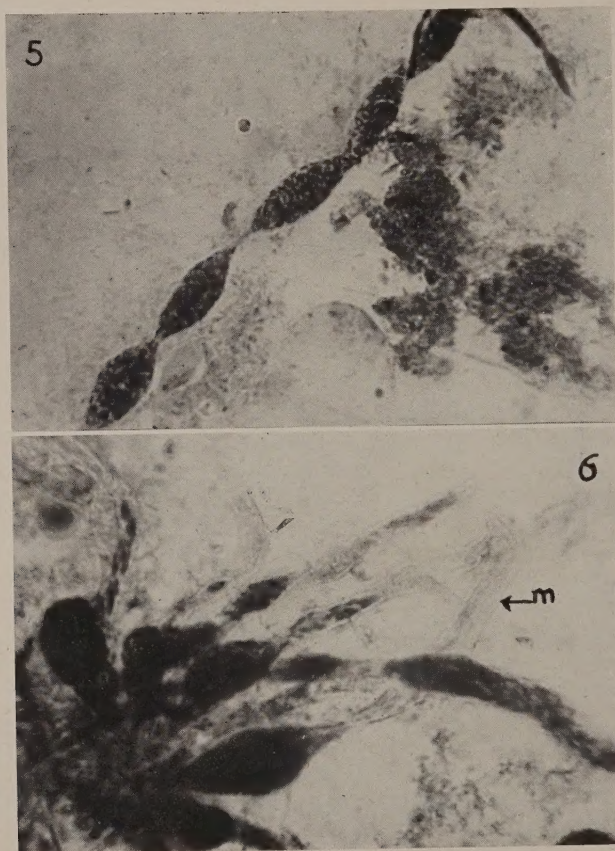


PHOT. N° 3. — *Paracoleomitus* plus évolué que dans la microphotographie n° 2.

PHOT. N° 4. — Fin d'évolution, dissémination des éléments fusiformes.

Les membranes des tubes mûrs prennent une teinte jaunâtre ; celles des tubes âgés sont brunes et assez colorées pour permettre de déceler la présence des Schizophytes par transparence à travers la paroi intestinale et les parois du corps du Termite vivant.

Les éléments bacillaires, qui demeurent aptes à se diviser transversalement par scissiparité pendant toute la durée de l'évolution, distendent la paroi externe et finissent par la rompre (fig. II, 1, 2).



PHOT. N° 5. — Filament de *Paracoleomitus* rempli de spores durables.

PHOT. N° 6. — Filaments presque totalement vidés montrant bien leur membrane engainante (m).

Les parties distales mûres, les premières, assurent le début de la dissémination des éléments de reproduction. Progressivement, de l'apex à la base, tout le filament est déchiqueté et laisse échapper une multitude d'éléments fusiformes immobiles droits ou en forme

de sporozoïtes coccidiens (fig. II, 3 et photo 4). Ces éléments ont $3\ \mu$ de long, $0,8\ \mu$ de large ; ils se repiquent sur la cuticule du côlon, assurant une active multiplication schizogonique endogène. En fin d'évolution, on ne trouve plus que des tubes tronqués ; ils retiennent encore quelques éléments bacillaires dans leur région proximale qui a été la dernière à se développer (fig. III, 1 et photo 6).

On peut observer une autre évolution dans certains filaments. Les derniers cloisonnements donnent naissance à des éléments ayant $2,5$ à $3\ \mu$ de long sur $1\ \mu$ de large (fig. II, 4). Chaque îlot cyto-

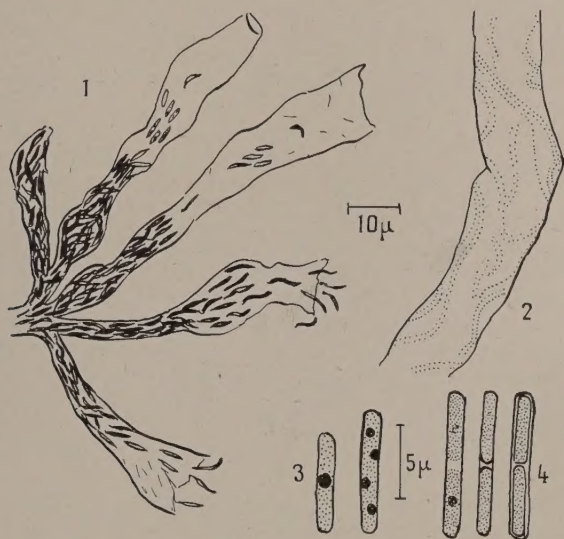


FIG. III. — 1, fin d'évolution de *Paracoleomitus grassei*, filaments à peu près vidés ; 2, fragment de membrane engainante ; 3, éléments bacillaires ; 4, divisions cellulaires.

plasmique ainsi isolé se condense, prend une forme ovale et s'entoure d'une épaisse membrane pour donner une spore de $2\ \mu \times 1\ \mu$. Les spores s'entassent dans le filament (fig. II, 5 et photo 5) ; il n'y a pas un synchronisme parfait dans leur formation ; cependant, leur différenciation commence toujours dans les parties les plus distales et gagne progressivement la base. Les spores ne se répandent pas dans le côlon par rupture de la membrane engainante, mais les filaments qui les contiennent se cassent et on en retrouve des fragments libres dans le conduit intestinal. Ces spores éliminées par voie proctodéale sont les agents externes de contamination.

Etude cytologique :

Après une coloration aux éosinates à la soude de bleu de méthylène (technique Hollande, 1932), chaque élément bacillaire montre un protoplasme homogène bleu azur, entouré par une fine membrane simple, rouge et un appareil nucléaire rouge. Celui-ci diffère suivant l'âge de la cellule ; dans les formes jeunes, il est représenté par un gros granule central ; dans les formes plus âgées, par plusieurs granules distribués dans le corps microbien (fig. III, 3). Cet appareil nucléaire est bien mis en évidence par l'hématoxyline-ferrique et par la coloration nucléaire de Feulgen. Les colorants métachromatiques (bleu brillant crésyl et bleu de méthylène — méthode de Hollande, 1946) révèlent la présence de grains métachromatiques ; les cellules de 3 μ de long ont un seul grain métachromatique excentrique ; les cellules plus allongées en contiennent plusieurs.

Ces éléments bacillaires ont une réaction de Gram négative.

Quand un corps microbien va se diviser, il apparaît dans sa région médiane un disque clair transversal (fig. III, 3). A l'intérieur de ce disque, une membrane se différencie, puis s'épaissit et se subdivise en deux pellicules membraneuses. Celles-ci, en s'écartant, séparent les deux éléments bacillaires issus de la division.

La membrane simple qui enveloppe chaque corps microbien est teinte en rouge par les éosinates, tandis que l'épaisse membrane qui engaine les différents éléments bacillaires est colorée en bleu. Cette membrane à double contour contient de fines granulations colorées en rouge par les éosinates et disposées sur des lignes spiralées (fig. III, 2). Les méthodes au bleu de Prusse font apparaître avec une grande précision le double contour de la gaine et ses granulations, sans révéler la présence de fer.

La technique de Trujillo (1956) nous a permis de bien colorer les spores ; nouvellement formées, celles-ci prennent une couleur violacée ; mûres, elles sont franchement teintées en vert. Les membranes des spores ne se laissent pas pénétrer par l'hématoxyline-ferrique, les éosinates, la coloration Gram-Ziehl ; après ces colorations, les spores apparaissent comme autant de taches claires.

Position systématique :

Si on se rapporte à la classification proposée dans le « Bergey's Manual of determinative Bacteriology », le Schizophyte de *Calotermes flavicollis* doit être classé parmi les Caryophanales, dans la famille des *Arthromitaceæ* Peshkoff, qui groupe actuellement les deux genres *Arthromitus* Leidy et *Coleomitius* Duboscq et Grassé.

Cette Bactérie est à rapprocher du *Coleomitius pruvoti* Duboscq et Grassé (1929-1930), parasite d'un *Calotermes* des Iles Loyalty.

Tout en tenant compte des modifications de formes possibles liées au parasitisme, il nous paraît difficile de réunir dans le même genre deux formes de morphologie et de taille très différentes. Le *Coleomitus pruvoti* est un filament ayant un diamètre constant de $1,3\ \mu$ seulement et une longueur pouvant atteindre $320\ \mu$; sa région basale est remplie d'éléments bacillaires, sa partie distale de spores ovalaires.

Nous créerons donc, pour le Schizophyte du côlon de *Calotermes flavicollis*, le genre *Paracoleomitus* et l'espèce *P. grassei*, désirant par cette dénomination grouper deux Bactéries engainées de Termites, et, par son nom spécifique, la dédier au Professeur P.-P. Grassé, membre de l'Institut, auteur de si notoires travaux sur les Isoptères.

RÉSUMÉ

Etude de *Paracoleomitus grassei* n. g. n. sp. *Arthromitaceæ*, symbiote du côlon de *Calotermes flavicollis*. A maturité, ensemble bactérien filamenteux, monoaxe, généralement moniliforme, ayant jusqu'à $200\ \mu$ de long, $19\ \mu$ dans sa plus grande largeur. Epaisse membrane engainante. Réaction de Gram négative. Multiplication cellulaire par divisions transversales. Maturation basipète. Deux catégories de filaments à maturité : filaments qui éclatent et libèrent des éléments fusiformes, de $3\ \mu$ de long, $0,8\ \mu$ de large ; filaments transformant leur contenu en spores ovalaires, de $2\ \mu \times 1\ \mu$.

BIBLIOGRAPHIE

- BERGEY, 1948-1957. — *Manual of determinative Bacteriology*, revu par un Comité de savants américains, 6^e édit., Baltimore, 1.529 pages, 7^e édit., Londres, 1.094 pages.
- DUBOSCQ (O.) et GRASSÉ (P.-P.), 1927. — Flagellés et Schizophytes de *Calotermes* (*Glyptotermes*) *iridipennis* Frogg. Arch. Zool. Exp. Gén., 66, fasc. 6, 452-496.
- 1929. — Sur quelques Protistes de *Calotermes* des îles Loyalty. Arch. Zool. Exp. Gén., 68, N. et R., 8-15.
- 1930. — *Coleomitus* n. g. au lieu de *Coleonema* pour le Schizophyte *C. pruvoti* Dub. et Grassé, parasite d'un Calotermite des îles Loyalty. Arch. Zool. Exp. Gén., 70, N. et R., n° 1, 28.
- GRASSÉ (P.-P.), 1938. — La vêtue schizophytique des Flagellés termiticoles : *Parajoenia*, *Caduceia* et *Pseudodevescovina*. Bull. Soc. Zool. Fr., 63, 110-122.
- HOLLANDE (A.-Ch.), 1922. — Les Spirochètes des Termites ; processus de division : formation du schizoplaste. Arch. Zool. Exp. Gén., 61, N. et R., 23-28.

- et HOLLANDE (G.), 1932. — Etude cytologique de quelques microbes pathogènes à l'homme ; leurs cycles évolutifs. *Arch. Zool. Exp. Gén.*, 72, fasc. 6, 446-576.
- 1946. — La structure cytologique des Bactéries et des Cyanophycées. *Arch. Zool. Exp. Gén.*, 84, fasc. 9, 375-441.
- HUNGATE (R. E.), 1946. — Studies on cellulose fermentation. II. An anaerobic cellulose-decomposing Actinomycète *Micromonospora propionici* n. sp. *Journ. Bact.*, 51, 51-56.
- LEIDY (J.), 1849. — Descriptions of a new genera and species of *Entomophyta*. *Proc. Acad. Nat. Sc. Philad.*, 4, 227.
- 1881. — The parasites of Termites. *Journ. Acad. Nat. Sc. Philad.*, 8, 425-448.
- TRUJILLO (B.), 1956. — Méthode sûre, rapide et simple de coloration des spores. *Ann. Inst. Pasteur*, 91, n° 2, 421-22.

Faculté des Sciences de Montpellier
Laboratoire de Zoologie et de Biologie animale
du Professeur O. TUZET

SUR LE DIAGNOSTIC DU KALA-AZAR

Par J. FRAGA DE AZEVEDO

Si nous voulons apprécier le mouvement statistique des cas de Kala-azar au Portugal, nous ne pouvons le faire avec rigueur qu'à partir de 1950, car ce n'est qu'à cette date que cette affection a été considérée comme maladie à déclaration obligatoire.

Cependant, il m'a été possible de réunir les données relatives aux cas de Kala-azar enregistrés, de 1940 à 1950, dans les hôpitaux de Lisbonne, Porto et Coïmbra, autrement dit dans les Services cliniques les plus importants du pays, ainsi que dans les Services antipaludéens (1), et c'est pourquoi ces chiffres peuvent nous donner également une idée de l'évolution de l'endémie au cours de la période en question. En vérité, si nous comparons le nombre de cas enregistrés à la Direction Générale de Santé en 1950, 1951 et 1952 (2, 3), avec ceux qui ont été enregistrés dans la statistique que j'ai pu élaborer, on constate que les chiffres sont presque superposables pour les années 1951 et 1952 ; cependant, en 1950, la différence est appréciable, comme le montre le tableau I.

TABLEAU I
Cas de Kala-Azar enregistrés au Portugal de 1950 à 1953

ANNÉES	DIRECTION GÉNÉRALE DE SANTÉ	HÔPITAUX DE LISBONNE, PORTO, COÏMBRA ET SERVICES ANTIPALUDÉENS	DIFFÉRENCE EN MOINS DU 2 ^e GROUPE	
			En chiffres absolus	%
1950	448	340	108	32
1951	230	190	40	21
1952	194	185	11	5

Dans ces conditions, en groupant les éléments des deux provenances, nous pouvons suivre l'évolution de l'endémie au Portugal de 1940 à 1958.

Si nous traduisons graphiquement les données en question (fig. 1), nous constatons que le Kala-azar a atteint le point le plus élevé d'incidence en 1950, pour baisser à partir de 1951, et se maintenir, avec de légères oscillations, à un niveau plus ou moins stationnaire à partir de cette année.

En vérité, la détermination de la ligne de tendance, relative aux neuf premières années à partir de la date où a été établie la déclaration obligatoire de la maladie au Portugal, nous montre que cette ligne (déterminée par le D^r Santos Reis, à qui j'exprime ici mes remerciements) se présente sous la forme d'une courbe parabolique

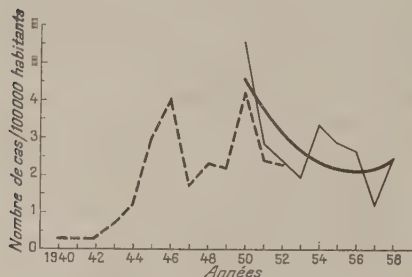


FIG. 1. — Cas de Kala-azar enregistré au Portugal de 1940 à 1958 (ce n'est qu'à partir de 1950 que l'affection a été considérée comme maladie à déclaration obligatoire). La ligne de tendance a été aimablement déterminée par le D^r Santo Reis.

-- cas enregistrés dans les hôpitaux de Lisbonne, Porto et Coïmbra et dans les services antipaludéens ;
— cas enregistrés par la Direction générale de santé ;
— ligne de tendance.

suave (fig. 1). Cette courbe a été certainement influencée par la hausse d'incidence relativement notable constatée en 1950, car sans cela elle serait certainement plus douce, peut-être presque horizontale, révélant, pour ainsi dire, un état stationnaire de l'endémie.

Il est évident que le nombre d'années sur lequel sont fondés ces calculs est très limité, car il se rapporte seulement à la période 1950-1958, et c'est pourquoi les conclusions doivent être interprétées sous toute réserve.

Nous ignorons ce qui se passe actuellement dans le pays quant aux hôtes naturels des *Leishmanies*, les chiens, car, depuis 1953 (4), on n'a procédé à aucune enquête sur ces animaux en vue de vérifier s'il s'est produit chez eux une réduction du taux d'infection par ces Protozoaires, parallèle à celle qui a été enregistrée chez l'homme.

Entre-temps, il semble que, tout au moins jusqu'en 1953, cette baisse ne se soit pas produite, comme le montre le tableau II, bien que cette affirmation doive être également admise sous toute réserve, car, comme nous l'avons dit, nous ne pouvons nous fonder sur aucune enquête bien organisée.

TABLEAU II

Taux d'infection des chiens de Lisbonne par les *Leishmanies*

AUTEUR ET DATE	NOMBRE DE CHIENS EXAMINÉS	INFECTÉS %
Alvares et Pereira da Silva, 1910/1911 (5).....	416	3,1
Correia Mendes, 1936/1938 (6).	240	2,08
Fraga de Azevedo et col., 1947 (7).....	137	6,5
Silva Leitão (*) 1953 (4)	50	100

(*) L'examen a porté sur des chiens malades et porteurs de lésions de la peau des Services de Salubrité de la Municipalité de Lisbonne.

Ce qui se passe au Portugal quant à la réduction des cas de Kala-azar n'est pas totalement en accord avec ce que l'on constate dans la zone méditerranéenne, à laquelle, à ce point de vue, appartient le pays ; en effet, l'étude de l'incidence du Kala-azar, dans les pays de cette région où il m'a été possible d'obtenir quelques éléments, montre que l'on a enregistré une réduction indiscutable de l'incidence de la maladie. Tel est le cas, par exemple, de l'Italie, où Lippi (8) mentionne 583 cas de Kala-azar en 1946 et 50 seulement en 1950, tandis que, pour la forme cutanée, 2.742 cas ont été enregistrés en 1947 et 500 seulement en 1954. De même, en Chine, le nombre de cas dans quatre zones a baissé de 24,8, 16,5, 12,5 et 9,4 % entre 1950 et 1953, mais à la suite de mesures contre le Kala-azar : traitement en masse de la population et lutte contre les Phlébotomes (9).

On enregistre ainsi, chez nous, une baisse relative des cas de Kala-azar ; mais il faudrait préciser en premier lieu si la réduction constatée correspond à la réalité, ou bien si nous ne traversons pas simplement une période de réduction cyclique naturelle, d'une manière analogue à ce qui se passe dans d'autres régions. C'est ainsi que la maladie accuse aux Indes, pendant 4 à 10 ans, des recrudescences appréciables, suivies de longues périodes d'accalmie tous les 15 ou 20 ans ; il en est de même en certaines régions de Chine, où

le Kala-azar présente des aspects épidémiologiques analogues à ceux du Kala-azar méditerranéen.

En admettant que cette baisse d'incidence correspond chez nous à un véritable déclin de la maladie, et non à une réduction temporaire, nous pouvons l'attribuer aux facteurs suivants, considérés isolément ou associés :

- 1° Amélioration des conditions générales d'hygiène de la population ;
- 2° Réduction du nombre de chiens errants, hôtes naturels, chez nous, de la *Leishmania donovani* ;
- 3° Réduction de l'incidence des *Phlebotomus* comme vecteurs possibles de l'agent de la maladie.

Quant au troisième facteur, celui qui mérite d'être considéré plus attentivement, je rappellerai que, dans de précédents travaux (1, 10), j'ai exprimé mes doutes sur le rôle qui est attribué aux *Phlebotomus* comme vecteurs du Kala-azar, car j'ai eu l'occasion de prouver que l'intervention de ces Insectes n'explique pas, à elle seule, toute l'épidémiologie du Kala-azar méditerranéen.

Je dois souligner que les considérations alors exposées ont obtenu l'accord de quelques auteurs et n'ont pas encore été réfutées, bien qu'elles aient fait également l'objet d'un article publié dans les *Archives de l'Institut Pasteur d'Algérie*, où a pris naissance l'école qui soutient la transmission des Leishmanies par les *Phlebotomus*.

Quoi qu'il en soit, il est certain que l'application sur une grande échelle des insecticides à action résiduelle contre les Insectes, et en particulier dans la lutte antipaludéenne, a fait baisser l'incidence du Kala-azar dans les pays où ces mesures ont été appliquées. Il en a été ainsi dans certaines zones de l'Italie (11) où, après l'application du D.D.T., à partir de 1948, le nombre de cas actifs a baissé de 2,9 % en cette même année à 0,04 % en 1953, tandis que dans les zones témoins, non traitées, les pourcentages ont été de 3,5 % en 1948 et de 4 % en 1950.

Si nous examinons l'évolution du Kala-azar au Portugal en relation avec l'application systématique des insecticides, il semble que se confirme également chez nous l'action salutaire de ces derniers, car, ayant été appliqués contre la malaria à partir de 1949, on a constaté à partir de 1950 une baisse notable de la maladie. De même, dans le Pakistan Oriental (12), on a commencé à enregistrer une réduction des cas de Kala-azar un an après l'application du D.D.T. contre le paludisme.

Chez nous, cependant, la réduction des cas de Kala-azar n'a pas été aussi sensible que celle des cas de paludisme, car le nombre de ces derniers a passé de 5.882 en 1950 à 12 en 1958, dont quatre seulement autochtones (13), tandis que la baisse, comme nous l'avons dit, n'a pas été aussi expressive pour le Kala-azar. Ainsi le montre clairement le graphique logarithmo-arithmétique (fig. 2) de l'évolution des deux maladies dans la période en question, élaboré également par le Dr Santos Reis. Une telle différence dans les résultats peut se justifier soit par le fait, comme je l'ai dit, que les Phlébotomes n'expliquent pas toute l'épidémiologie de la maladie, soit parce qu'en raison de la biologie spéciale des espèces du pays, ils ne sont pas autant affectés que les *Anopheles* par l'action des insecticides.

Cependant, quant à moi, ce n'est pas seulement l'épidémiologie du Kala-azar qui est enveloppée d'un voile de mystère pour ce qui est de la transmission de la maladie. Le même mystère entoure également d'autres aspects des leishmanioses, comme, par exemple, la question des véritables relations existant entre la forme viscérale et la forme cutanée.

Ainsi, nous ne pouvons manquer d'être surpris par le fait que, bien que le Kala-azar ait été signalé au Portugal depuis 1910, ce n'est qu'en 1943 que l'on a constaté le premier cas de leishmaniose cutanée (14), alors qu'il est certain que dans l'Espagne voisine, appartenant au même bloc géographique, ce type de maladie est enregistré au moins depuis 1936 (15). Il est également étrange que des cas successifs de maladie aient été signalés dernièrement du Nord au Sud du pays (16), totalisant actuellement, à ma connaissance, 11 cas, tout en presumant que d'autres, en nombre chaque fois plus élevé, seront diagnostiqués dans l'avenir.

Une telle constatation de la forme cutanée de la leishmaniose au Portugal soulève de nombreux problèmes, comme, en particulier, ceux qui concernent l'identité des agents responsables de la forme

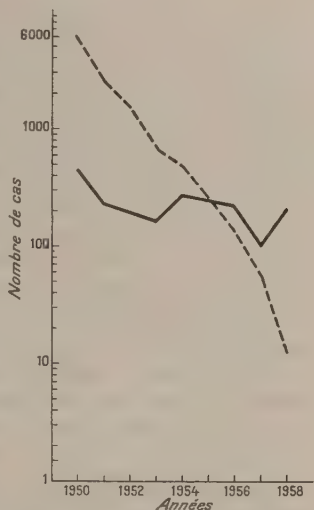


FIG. 2. - Graphique logarithmo-arithmétique de l'évolution du paludisme et du Kala-azar au Portugal, de 1950 à 1958. (Aimablement déterminé par le Dr Santos Reis).

viscérale et cutanée, les particularités de dissémination de l'une et de l'autre, et bien d'autres aspects encore obscurs de l'épidémiologie des deux formes, question dans laquelle je n'ose pas m'engager, car elle sort du cadre du présent travail, et parce que je courrais le risque de ne pas aboutir à une conclusion formelle, à tel point le problème se présente encore complexe.

Quels que soient, cependant, les facteurs à invoquer, il est indéniable que nous assistons depuis dix ans à une certaine réduction des cas de Kala-azar dans le pays, ce qui, d'un côté, limite l'importance de la maladie, mais, d'un autre côté, rend son diagnostic plus difficile, étant donné que, par suite de la rareté des cas, les médecins en perdent l'habitude, et ainsi l'hypothèse de son diagnostic se présente à eux plus rarement.

En vérité, les maladies qui ont été jadis fréquentes et qui apparaissent aujourd'hui plus rarement, ainsi que celles qui ne surviennent que sporadiquement, offrent toujours, comme il est évident, de plus grandes difficultés de diagnostic que celles dont l'incidence est plus grande. Nous pouvons citer comme exemple de cette affirmation, en ce qui concerne le premier groupe de maladies, le cas récent du célèbre coureur cycliste italien Coppi. Cet athlète étant tombé subitement malade, le diagnostic de paludisme aigu, si facile à formuler en laboratoire, paludisme que la victime avait contracté en Afrique Occidentale Française, n'a été établi que tardivement, puisque, ayant eu la première crise aiguë fébrile, déjà en Italie, le 28 décembre 1959, ce n'est que le 2 janvier de l'année courante, à 3 heures du matin, qu'a été établi le diagnostic de fièvre tierce maligne, par les Professeurs Fieschi et Villa, et le malade devait mourir à 8 h. 45 du même jour. Et ce fait est d'autant plus surprenant que tout ceci s'est passé dans un pays qui possède les plus brillantes traditions en ce qui concerne l'étude et la connaissance de cette affection : l'Italie, patrie de Grassi, Bastianelli et Bignani, qui ont prouvé définitivement en 1898 le rôle des Anophèles dans la transmission du paludisme ; de Rafaëlle, dont le nom est lié à la découverte du cycle exo-érythrocytique des hématozoaires du paludisme, et de tant d'autres.

Comme exemple du deuxième groupe de maladies, je peux citer celui que j'ai observé moi-même, quant à l'incidence sporadique dans notre pays de la fascioliose hépatique. Bien qu'il s'agisse d'une parasitose relativement facile à identifier étiologiquement, j'ai pu accompagner des cas, grâce à l'intervention du Prof. F. Fonseca, qui ont donné lieu aux diagnostics les plus divers et les plus étranges (17), avant que n'ait été constatée la véritable étiologie de la maladie.

Par conséquent, tous les moyens capables non seulement de simplifier les techniques de diagnostic de toute maladie, mais encore de les rendre plus accessibles et de les mettre à la portée de tous, sont de plus en plus justifiés, surtout pour les formes les plus rares, et c'est pourquoi j'ai jugé opportun d'apporter ici le résultat que j'ai obtenu dans le diagnostic du Kala-azar par la recherche des *Leishmanies* dans la muqueuse nasale et par hémoculture. D'ailleurs, la simplicité et l'innocuité de ces méthodes justifient leur diffusion.

Il est certain que de nombreux progrès ont été réalisés dans l'étude de la pathogénie du Kala-azar et, en conséquence, dans l'étude de la répercussion de la maladie sur l'économie générale, et, donc, des diverses modifications de la structure hématique, dont les altérations constituent ainsi une indication précieuse pour le diagnostic ; cependant, nous savons tous que c'est aujourd'hui encore sur la recherche des *Leishmanies* dans l'organisme que repose le diagnostic de cette maladie.

La recherche des *Leishmanies* a été classiquement réalisée par ponction splénique au début, et par ponction sternale pour l'examen de la moelle osseuse. Récemment (18), la biopsie hépatique a révélé 66,6 % de diagnostics sur 15 cas de Kala-azar américain. Le pourcentage de cas positifs obtenus par les deux premières méthodes est identique, avec une certaine supériorité, cependant, pour la ponction splénique, puisqu'elle a révélé 96 % de cas positifs par l'examen direct, tandis que l'on obtient 87 % par la recherche dans la moelle osseuse. Toutefois, quelques études, comme par exemple celle de Henderson (19), relative à 300 cas étudiés au Soudan, montrent que la ponction splénique sur laquelle cet auteur a toujours fondé son diagnostic a dû être pratiquée dans quelques cas trois et quatre fois avant de se révéler positive. Moyennant cette répétition, l'auteur a totalisé 100 % de cas positifs.

Cependant, et parce que la leishmaniose viscérale est une maladie générale du système réticulo-endothélial, il faut présumer que les Protozoaires respectifs se trouvent localisés dans les cellules mésenchymateuses (20) des vaisseaux sanguins ou du tissu conjonctif même de n'importe quel point de l'organisme ; d'où l'idée de les rechercher dans les sécrétions nasales et lacryales, qui est venue en 1934 à Forkner et Zia, en Chine (21), où ces chercheurs ont travaillé. Et, en vérité, on a trouvé des *Leishmanies* (22) même dans la peau saine de malades atteints de Kala-azar. Cependant, avant que Forkner et Zia aient recherché les *Leishmanies* dans les sécrétions en question, Bentley (23) déjà avait examiné, en 1904, l'expecto-

toration, pour la recherche des mêmes Leishmanies, mais il avait abouti à des résultats négatifs. Après Bentley, c'est Shortt (24) qui, en 1924, a suggéré l'examen de l'expectoration, et c'est à Henderson [cité par Shortt et Swaminath (23)], que revient le mérite, en 1930, d'avoir trouvé des Leishmanies dans la sécrétion nasale d'un malade sur lequel il cherchait des bacilles de la lèpre. Bien qu'il y ait certaines différences épidémiologiques entre le Kala-azar méditerranéen, indien et soudanais, comme le montre le tableau III, il est naturel que la biologie de l'agent causal dans l'organisme soit fondamentalement la même pour les trois types de maladie, tout au moins en ce qui concerne sa localisation dans les différents organes.

Et, dans ces conditions, il était à présumer que l'on pourrait rencontrer des formes de Leishmanies dans la muqueuse nasale en appliquant la même méthode pour le Kala-azar méditerranéen ; et c'est de là que nous est venue l'idée de les rechercher chez nous dans cette partie de l'organisme.

La méthode de recherche des Leishmanies dans la muqueuse nasale ne soulève aucune difficulté et est absolument inoffensive, ce qui est un facteur important à considérer, étant donné le danger relatif que présente la ponction de la rate ou l'inconvénient que présente pour le malade la ponction du sternum ou d'un autre os quelconque pour obtenir de la moelle.

Dans le prélèvement du produit de la muqueuse nasale pour rechercher les Leishmanies, ce qui importe c'est de râcler la muqueuse avec une anse ou curette, de manière à la blesser jusqu'à ce que l'on obtienne du sang, car ce n'est qu'ainsi que nous avons la certitude d'avoir atteint le chorion où les Leishmanies doivent être surtout localisées.

Étant donné que la pituitaire est riche en tissu érectile, particulièrement sur la face convexe du cornet inférieur, il se peut que la recherche en cet endroit conduise à un plus grand pourcentage, mais nous n'avons pas d'opinion formelle à ce sujet, car nous ne nous sommes pas préoccupés, jusqu'à cette date, de l'endroit précis du prélèvement.

Nous devons dire également que, dans les cas de Kala-azar pour lesquels la recherche dans la muqueuse nasale s'est révélée positive, nous avons eu l'impression qu'il était plus facile de faire saigner la muqueuse au moment du prélèvement que dans les autres cas. Le produit obtenu est étendu sur une lame et coloré par la méthode de Leishman ou une autre identique.

Comme complications légères, il faut mentionner seulement quelques cas d'épistaxis qui cèdent facilement à l'application d'un tampon avec ou sans eau oxygénée.

TABLEAU III

Principales différences entre le Kala-azar du type indien
du type méditerranéen et du type soudanais

CARACTÉRISTIQUES	Kala-azar du type indien	Kala-azar du type méditerranéen (zone méditerranéenne Chine (a) et Amérique du Sud)	Kala-azar du type soudanais (b)
MANIFESTATIONS CLINIQUES	(Viscérales (fréquemment intestinales) et cutanées	Viscérales (rarement intestinales) et cutanées	Viscérales fréquemment intestinales) et rarement cutanées
AGES LES PLUS ATTEINTS	Prédominance parmi les jeunes adultes (environ 60 %); relativement fréquent chez les adultes	Prédominance chez les enfants de 1 à 4 ans (90 % dans la zone méditerranéenne et en Amérique du Sud) ou chez les enfants d'un âge plus élevé (Chine); rare chez les adultes	Fréquent chez les adultes (66 %)
HÔTE	Homme	Chien	Inconnu (c)
CAS MORTELS (sous l'action médicamenteuse) (d)	2-9 % (e)	10-20 %	Environ 25 %

(a) Récemment, Wu (25) a signalé deux types de Kala-azar chinois : un en Chine Orientale, identique au type indien, et un autre en Chine du Nord-Ouest, identique au type méditerranéen.

(b) D'après Henderson (1937), à la suite de l'étude de 300 cas (19).

(c) La recherche faite récemment (26) sur divers animaux n'a pas conduit à des conclusions définitives sur ce point.

(d) On comprend bien qu'en dehors de la maladie elle-même les ressources médicales, l'état de nutrition et d'autres facteurs liés aux conditions de vie des populations doivent influencer les taux de mortalité ; c'est pourquoi les chiffres présentés ne peuvent être considérés qu'à titre d'orientation.

(e) Au Portugal, la létalité a oscillé de 1950 à 1958 entre 1,1 % et 14,5 %, d'après des données officielles (2, 3) et des informations complémentaires par le Dr L. Cayolla da Motta.

Le râclage de la muqueuse est un peu douloureux et donne lieu, par réflexe, à un certain larmoiement, mais on peut atténuer la douleur en faisant aspirer préalablement au malade, par le nez, un peu de solution de novocaïne à 2 %, ou bien en passant sur la muqueuse un tampon imbibé de ce même produit.

Forkner et Zia se sont limités à prélever la sécrétion nasale avec un tampon et à étendre le produit sur une lame. J'ai également essayé cette méthode, mais comme dès le début j'ai trouvé davantage de cas positifs par la méthode de prélèvement exposée ci-dessus, je l'ai ensuite utilisée systématiquement.

Une fois le produit obtenu, étendu sur la lame et coloré, on procède à l'examen microscopique avec objectif d'immersion, mais il est évident que le succès de la recherche dépend de la méticulosité et de la persistance apportées à l'examen de la lame.

Les parasites peuvent être facilement décelés ; dans quelques cas, en effet, soit immédiatement, soit après 5 ou 10 minutes, nous avions obtenu un résultat positif ; dans d'autres cas, cependant, ce n'est qu'après une longue période d'observation de la lame, qui d'ailleurs n'a jamais dépassé une heure, que nous avons trouvé des parasites. On peut trouver des *Leishmanies* dans n'importe quelle partie du frottis, mais c'est surtout dans les zones où il y a moins de globules de pus et moins de bactéries et où les globules rouges et blancs sont mieux conservés qu'ils se trouvent plus facilement et mieux conservés quant à leur morphologie ; c'est pourquoi que l'examen doit porter principalement sur ces zones.

Les *Leishmanies* conservent en général leur morphologie parfaitement normale (fig. 3) ; mais, parfois, nous avons trouvé quelques formes qui nous ont laissé des doutes quant à leur identification. On comprend qu'il en soit ainsi : soit par suite du contact, bien que fugace, des *Leishmanies* avec le mucus nasal, soit par l'action traumatique exercée au moment où l'on prépare le frottis. Il est certain que le diagnostic a toujours été fondé sur l'observation de *Leishmanies* absolument normales et dont l'identification n'offrait pas le moindre doute ; mais la découverte de *Leishmanies* modifiées dans leur morphologie ou même de formes suspectes nous a toujours conduits à un examen plus approfondi, jusqu'à ce que nous trouvions un parasite qui ne nous laissait aucun doute sur son identification. En général, les *Leishmanies* étaient extra-cellulaires, bien que, dans quelques cas, on les ait trouvées à l'intérieur des cellules ou dans des cellules en voie de désintégration.

La recherche directe des *Leishmanies* dans le sang s'est révélée positive dans quelques cas à l'examen direct. Ainsi, Henderson,

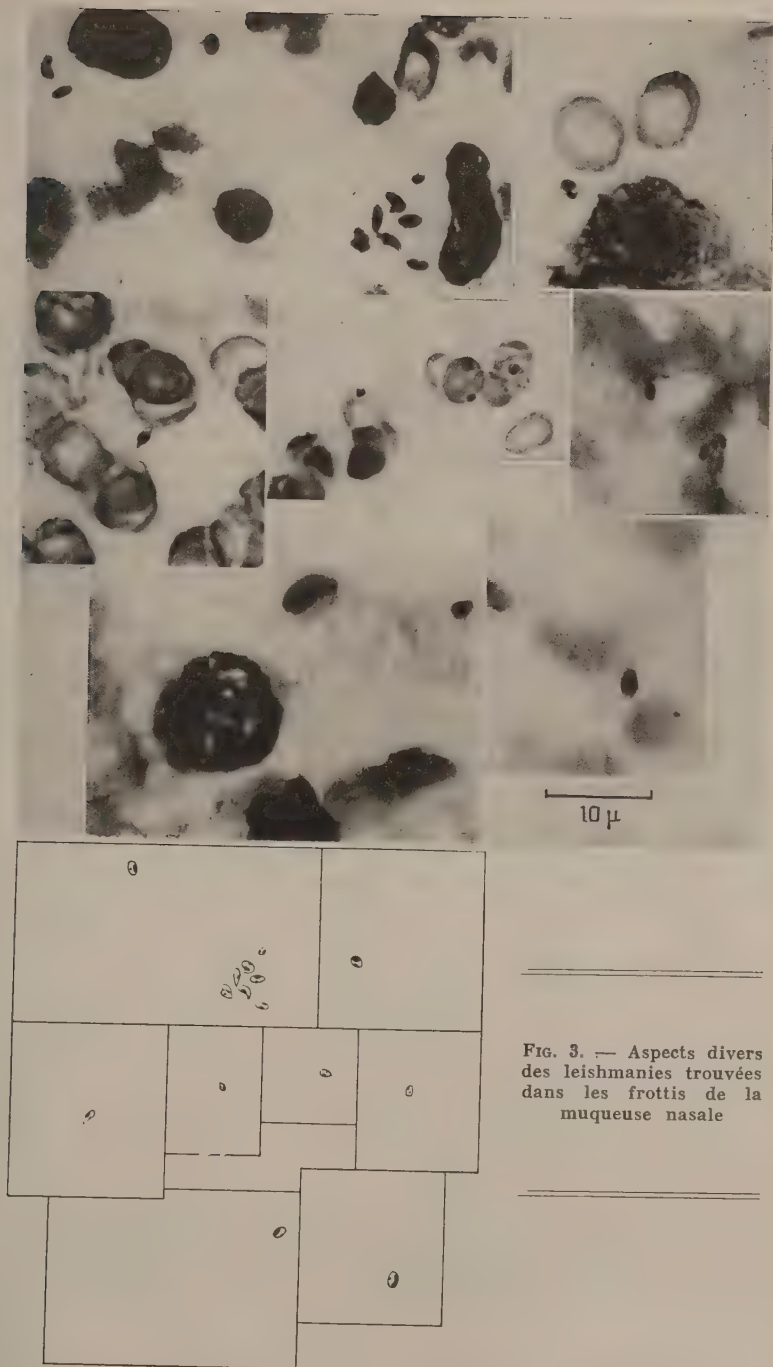


FIG. 3. — Aspects divers
des leishmanies trouvées
dans les frottis de la
muqueuse nasale

dans l'étude déjà citée, ne la signale comme positive que dans trois des cas, sur ses 300 malades, tandis que Marshall (27) a trouvé de rares *Leishmanies* dans le sang du même territoire dans 13 cas sur 15 examinés. La technique de cette méthode de recherche est simple, car il suffit de préparer des frottis de sang. Mais la rareté des cas positifs chez la plupart des auteurs ne la recommande pas comme méthode de routine.

L'hémoculture. - Suivant une technique analogue à celle qui était indiquée par Kolmer et coll. (28), nous avons prélevé, comme habituellement, 3 cc. de sang, dont nous avons semé 1 cc. directement en milieu de NNN dans un tube et 0,5 cc. dans un autre. Du sang restant, 1 cc. a été semé dans un tube contenant 20 cc. de solution de citrate de sodium à 1,5 % en sérum physiologique, et 0,55 cc. dans un autre tube contenant le même volume de solution. Les deux tubes ont été laissés d'un jour à l'autre au frigorifique. Ainsi, après 24 heures, nous avons recueilli le sédiment de chaque tube avec une pipette et nous l'avons semé dans le milieu NNN. Par le passage du sang dans la solution de citrate de sodium, on propose d'éliminer les anticorps que le sang peut contenir et qui empêchent le développement des *Leishmanies*. Les tubes semés sont placés dans une étuve à 22-24° et la recherche de *Leptomonas* — les formes de culture des *Leishmanies* — est faite par l'examen d'une goutte de l'eau de condensation du milieu avec contraste de phase, sur fond noir, ou seulement avec le microscope optique normal.

Parmi nos résultats, le pourcentage le plus élevé de cas positifs a été constaté dans les cultures dont le sang a été passé préalablement par la solution de citrate ; on a constaté des résultats positifs qui ont varié entre 1 et 19 jours, comme il est indiqué ci-dessous :

Après 1 jour	1
Après 3 jours	1
Après 4 jours	1
Après 6 jours	2
Après 9 jours	2
Après 10 jours	3
Après 12 jours	1
Après 14 jours	1
Après 19 jours	1

Kolmer et coll. signalent que les cultures se sont révélées positives habituellement entre 3 et 14 jours, mais qu'elles ne peuvent être considérées comme négatives avant 3 ou 4 semaines écoulées.

TABLEAU IV

Résultats de la recherche de Leishmanies dans la muqueuse nasale et par hémoculture chez des malades atteints de Kala-azar (de 1950 au 16-5-60)

NOMBRE TOTAL DE CAS DE KALA-AZAR			RECHERCHE POSITIVE DANS LA MUQUEUSE NASALE		HÉMO-CULTURES POSITIVES										POSITIVE DANS LA MUQUEUSE NASALE ET NÉGATIVE EN HÉMO-CULTURE		POSITIVE DANS L'HÉMO-CULTURE ET NÉGATIVE DANS LA MUQUEUSE NASALE		TOTAL DES RECHER- CHES POSITIVES AVEC L'ASSOCIATION DES DEUX MÉTHODES	
Nombres			Nombres		Nombres		Nombres		Nombres		Nombres		Nombres		Nombres					
Absolus	%		Absolus	%	Absolus	%	Absolus	%	Absolus	%	Absolus	%	Absolus	%	Absolus	%				
38	6	16	4	10,5	13	34,2	13	34,2	3	7,8	10	26,3	16	42,1						

Résultats

Jusqu'à la présente date, notre casuistique comprend seulement 38 cas qui ont été réunis depuis 1950 et que nous devons à l'aimable attention du Prof. F. Fonseca et des Dr^s Silva Nunes et Cordeiro Ferreira, à qui nous exprimons notre profonde gratitude. La rareté du Kala-azar dans les dernières années n'a pas permis d'obtenir une casuistique plus élevée, comme nous l'aurions voulu. Sur tous les malades, nous n'avons procédé qu'à un seul prélèvement, soit dans la muqueuse nasale, soit dans le sang.

Les résultats obtenus indiqués sur le tableau IV nous montrent qu'il a été possible de formuler le diagnostic étiologique du Kala-azar dans 16 % des cas par la recherche des Leishmanies dans la muqueuse nasale (*) et dans 34,2 % par l'hémoculture, avec un seul prélèvement. Le total des cas positifs par l'une et l'autre méthode de recherche a été de 42,1 %. Il est évident que si les prélèvements avaient été répétés, le pourcentage de cas positifs aurait certainement augmenté, car, dans quelques casuistiques relatives à la re-

(*) Le nombre de cas positifs pourra augmenter par inoculation du produit dans le hamster. Forkner et Zia (21) signalent trois malades où la recherche directe des leishmanies dans les sécrétions nasales a été négative et chez qui l'inoculation interpéritonéale dans le hamster a révélé des leishmanies.

cherche dans la rate, les résultats ne se sont révélés positifs qu'à la 3^e et parfois à la 4^e ponction splénique, bien que, comme on le sait, les *Leishmanies* se localisent électivement dans cet organe.

Si nous comparons nos résultats avec ceux qui ont été obtenus par d'autres auteurs par la recherche dans la muqueuse nasale, nous constatons (tableau V) que le taux de positivité est sensiblement plus bas que celui qui a été constaté en Chine et dans l'Inde et assez supérieur à celui qui a été enregistré au Soudan. Cependant, je suis certain que le taux de positivité augmentera avec le perfectionnement de la recherche et la répétition des prélèvements. C'est ainsi que le nombre de cas où j'ai trouvé des *Leishmanies* dans la muqueuse nasale a été proportionnellement beaucoup plus élevé dans les dernières observations, certainement grâce à l'amélioration naturelle et instinctive des techniques de prélèvement et d'examen.

TABLEAU V

Résumé comparatif de la recherche des *Leishmanies* dans le mucus nasal (les trois premières références) et dans la muqueuse nasale (dernière référence) dans quelques régions du globe

AUTEUR, DATE ET PAYS	RECHERCHES EFFECTUÉES		
	Total	Positives	% positives
Forkner et Zia, Chine, 1935 (21).....	22	12	54,5
Shortt et Swaminath, Inde, 1935 (24).....	15	6	40
Henderson, Soudan, 1937 (19).	120	9	7,5
Fraga de Azevedo, Portugal, 1960.....	38	6	16

Conclusions

Par un seul prélèvement dans la muqueuse nasale et par hémoculture, il a été possible de formuler sur des malades de Kala-azar le diagnostic étiologique, respectivement dans 16 % et 34,2 % des

38 cas. Avec l'association des deux méthodes, le pourcentage de cas positifs a été de 42,1 %. Il est possible que ce pourcentage eût augmenté si les prélèvements avaient été répétés et si, pour l'hémoculture, l'on avait provoqué préalablement la spléno-contraction, ou bien si l'on avait administré, deux heures auparavant, 0,2 gramme de Néostibosan, comme le conseillent Napier et Gupta (29), pour augmenter les cas de positivité par la recherche de Leishmanies dans la rate.

Les avantages de ces méthodes de recherche par rapport à la ponction osseuse ou splénique sont évidents : plus grande simplicité, innocuité absolue, méthodes à la portée de tous.

Mais la recherche dans la muqueuse nasale a encore, quant à moi, un autre avantage. C'est qu'il est prouvé que les Leishmanies éliminées avec le mucus nasal peuvent conserver leur pouvoir pathogénique, tout au moins dans le Kala-azar chinois (21) ; c'est pourquoi, il est naturel d'admettre qu'il en est de même du Kala-azar méditerranéen. Il en résulte qu'il est possible que le malade atteint de Kala-azar soit contagieux, d'une manière identique à ce que l'on a constaté chez les animaux, ce qui peut expliquer les cas familiaux de la maladie, bien connus, même dans notre milieu, et les recrudescences épidémiques.

Quant à l'intérêt de la recherche des Leishmanies dans le sang, outre son importance pour le diagnostic, elle attire notre attention sur une particularité biologique du parasite : son passage fréquent par le sang, ce qui permet de comprendre le mécanisme possible de sa transmission par les Insectes hématophages. En outre, elle révèle le danger de la transmission des Leishmanies par transfusion, circonstance à considérer — évidemment, dans le cas des adultes seulement —, où la transfusion de sang d'un malade de Kala-azar (30) a donné lieu chez le récepteur à une forme cutanée.

Les données que je me suis permis de présenter ici nous permettent d'entrevoir une série de recherches qu'il y aurait intérêt à réaliser pour une meilleure connaissance des leishmanioses en général.

RÉSUMÉ

A la suite d'études identiques effectuées dans diverses régions du globe, l'auteur présente les résultats de la recherche de Leishmanies dans la muqueuse nasale et par hémoculture dans 38 cas de Kala-azar au Portugal.

Dans la recherche dans la muqueuse nasale, le pourcentage de cas positifs a été de 16 %, et par hémoculture de 34,2 %. L'application des deux méthodes a révélé 42,1 % de cas positifs.

Outre l'importance qu'elles présentent pour le diagnostic, les données ainsi obtenues se revêtent également du plus haut intérêt pour une meilleure connaissance de la biologie des *Leishmanias* et de l'épidémiologie des maladies auxquelles elles donnent lieu.

BIBLIOGRAPHIE

1. FRAGA DE AZEVEDO (J.), 1954. — L'état actuel du problème du Kala-azar au Portugal. *Arch. Inst. Pasteur d'Algérie*, 32, 3, 234-254.
2. CAYOLLA DA MOTTA (L.), 1959. — Morbilidade e mortalidade das doenças infecciosas de notificação obrigatória em Portugal metropolitano (Continente e Ilhas Adjacentes) no decurso dos últimos 5 anos. (Morbidity et mortalité des maladies infectieuses à déclaration obligatoire sur le territoire portugais métropolitain (Continent et Iles Adjacentes), au cours des cinq dernières années) (1954-1958). *Boletim dos Serv. Saúde Pública, Direcção Geral de Saúde*, Lisbonne, 6, 313-487.
3. CASTRO SOARES Y CAYOLLA DA MOTTA (L.), 1955. — Panorama das doenças infecto-contagiosas de notificação obrigatória, no ano de 1953, em Portugal. (Aperçu sur les maladies infectio-contagieuses à déclaration obligatoire en 1953, au Portugal). *Boletim dos Serv. Saúde Pública, Direcção Geral de Saúde*, Lisbonne, 2, 101-134.
4. LEITÃO (J. L. S.), 1953. — Leishmaniose canina em Lisboa e arredores. Aspecto clínico. Métodos de diagnóstico laboratorial. Lesões microscópicas. (La leishmaniose canine à Lisbonne et dans les environs. Aspect clinique. Méthodes de diagnostic en laboratoire. Lésions microscopiques). *Arquivo Pat.*, Lisbonne, 25, 1-78.
5. ALVARES (D.) et PEREIRA DA SILVA (E.), 1911. — Sobre a frequência do Kala-azar nos cães de Lisboa. (Sur la fréquence du Kala-azar chez les chiens de Lisbonne. *Medic. Contemp.*, Lisbonne, 29, 13, 97.
6. CORREIA MENDES (A. B.), 1938. — Leishmaniose nos cães de Lisboa. (La leishmaniose chez les chiens de Lisbonne). *Arq. Inst. Bact. Câmara Pestana*, 7, 389-395.
7. FRAGA DE AZEVEDO (J.), TEIXEIRA (G.) et COITO (A.), 1947. — Sobre a infestação por *Leishmanias* nos cães de Lisboa. (Sur l'infestation par les leishmanies des chiens de Lisbonne). *Anais Inst. Med. Trop.*, Lisbonne, 4, 99-106.
8. LIPPI (M.), 1957. — La leishmaniosi viscerale e cutanea in Italia. *Arch. Ital. Sci. Med. Trop. e Parassit.*, 38, 10, 503-527.
9. — — 1955. — New China's Achievements in the Treatment and Prevention of Kala-azar. *Chinese Med. J. Peking*, 73, 2, 91-99.
10. FRAGA DE AZEVEDO (J.), 1948. — Sobre a epidemiologia e diagnostico do Kala-azar. (Sur l'épidémiologie et le diagnostic du Kala-azar). *Conferências de Pediatria*, Lisbonne, 2, 115-171.
11. CORRADETTI (A.), 1954. — Lotta contro la leishmaniosi mediante la lotta contro i flebotomi in Italia. *Rendiconti Istituto Superiore di Sanità*, Rome, 17, 5, 374-384.
12. NASIR-UD-DIN (M.), 1952. — D.D.T. in the Prevention of Kala-azar in East Pakistan. *Pakistan J. of Health*, 2, 1, 21-24.

13. ALMEIDA ROQUE (R.), 1960. — Informação verbal dada amavelmente, 1960. (Information verbale fournie aimablement en 1960).
14. TAVARES (A.), 1943. — A Leishmaniose cutânea autoctone. (La Leishmaniose cutanée autochtone). *Imprensa Médica*, 9, 129-131.
15. MONTIN (X. V.), 1954. — Reflexiones a proposito de la diseminación de la leishmaniosis cutánea en España. *Medicamenta*, 21, 45-46.
16. NORONHA (T.), 1959. — Mais quatro casos de Leishmaniose cutanea autoctone. (Encore quatre cas de Leishmaniose cutanée autochtone). *Arq. Pat.*, Lisbonne, 30, 105-128.
17. FONSECA (F.), FRAGA DE AZEVEDO (J.) e MARQUES DA GAMA (M.), 1956. — Nouveaux cas humains de Fascioliose hépatique au Portugal. *Ann. Par. Hum. et Comp.*, 31, 1, 14-22.
18. DA SILVA (J. R.) et DE PAOLA (D.), 1956. — A punção-biopsia hepática no diagnostico do Calazar americano. (La ponction-biopsie hépatique dans le diagnostic du Kala-azar américain). *Bol. Centr. Est. Hosp. Serv. Estado*, Rio-de-Janeiro, 8, 1, 1-7, 1956.
19. HENDERSON (L. H.), 1937. — Clinical Observations on Kala-azar in the Fung Province of the Sudan. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. a Hyg.*, 31, 179-190.
20. FORKNER (C. E.) et ZIA (L. S.), 1934. — Viable *Leishmania donovani* in Nasal and Oral Secretions of Patients with Kala-azar, and the Bearing of this Finding on Transmission of the Disease. *Journ. Exper. Med.*, 59, 491-499.
21. FORKNER (C. E.) et ZIA (L. S.), 1935. — Further Studies on Kala-azar. *Leishmania* in Nasal and Oral Secretions of Patients and the Bearing of this Finding on the Transmission of the Disease. *Journ. Exper. Med.*, 61, 183-203.
22. PRATA (A.) et PIVA (N.), 1956. — Presença de *Leishmania* em pele aparentemente normal de pacientes com calazar. (Présence de *Leishmania* dans la peau apparemment normale de malades atteints de Kala-azar). *Hospital*, 49, 4, 481-486.
23. BENTLEY (C. A.), 1904. — *Brit. Med. Journ.*, 2, 653-655.
24. SHORTT (H. E.) et SWAMINATH (C. S.), 1935. — The Presence of *Leishmania donovani* in the Nasal Secretion of Cases of Indian Kala-azar. *Ind. Journ. Med. Res.*, 23, 437-439.
25. WU (Cheng-Chien), 1958. — Some Achievements on the study of Kala-azar in New China. *Chinese Med. J. Peking*, 77, 4, 307-309.
26. KIRK (R.), 1956. — Studies in Leishmaniasis in the Anglo-Egyptian Sudan. XII. Attempts to find a Reservoir Host. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. et Hyg.*, 50, 2, 169-177.
27. MARSHALL (W. E.), 1911. — Kala-azar Commission to investigate the Prevalence and the cause of the Disease in the Eastern Sudan (2). *Pathological Report. Wellcome Trop. Res. Lab.*, 4th Report, 157.
28. KOLMER (J. A.), SPAULDING (E. H.) et ROBINSON (H. W.), 1952. — *Approved Laboratory Technic.*, London.
29. NAPIER (L. E.) et GUPTA (C. R.), 1930. — The value of a Provocative Dose of Pentavalent Antimony in the Diagnosis of Kala-azar. *Indian. J. Med. Res.*, 17, 3, 749-753.
30. ANDRÉ (R.), BRUMPT (L.), DREYFUS (B.), PENELECQ (A.) et JACOB (S.), 1957. — Leishmaniose cutanée, leishmaniose cutanéoganglionnaire et Kala-azar transfusionnel. *Bull. et Mém. Soc. Méd. Hôp. de Paris*, 25-26, 854-860.

SUR *HEMIURUS COMMUNIS* T. Odhner 1905
(*TREMATODA DIGENEA, HEMIURIDAE*)

Par Robert Ph. DOLLFUS

Theodor Odhner (1905, p. 351) n'a pas fait suivre sa description d'*Hemiurus communis* T. Odhner de la liste des hôtes où la présence de ce Distome avait été constatée ; il dit seulement : « très commun dans beaucoup de différents poissons de mers scandinaves ». A la page suivante (p. 351, note 1), il relate seulement que *communis* a été trouvé chez des *Ammodytes* étiquetés *A. lancea* Nilsson et *A. tobianus* L. (noms synonymes).

Ben Dawes (1946, p. 258-259 ; 1947, p. 278), pour les Iles Britanniques, mentionne 32 espèces de Téléostéens. K. I. Skrjabin et L. X. Gushanskaya (1954, p. 261) en mentionnent 39 pour l'Atlantique nord-européen et mers tributaires.

J'ai donné (1953, p. 73-76), pour *H. communis* Odhner, dix-neuf références de publications où sa présence avait été signalée chez des Téléostéens (Iles Britanniques, côte de Suède, Roscoff), avec la liste de toutes les espèces de Téléostéens mentionnés dans ces publications. Je renvoie à cette liste, peu d'hôtes nouveaux ayant été mentionnés depuis lors pour l'Atlantique européen ; la latitude la plus méridionale étant, jusqu'à présent, celle de Roscoff (Finistère) et la plus septentrionale la mer de Barents [voir G. Poljansky, 1955, p. 68, 124, et tableau 72, in *Hippoglossus hippoglossus* (L.)].

H. communis Odhner existe-t-il en Méditerranée ? C'est possible, mais non définitivement prouvé. Lucien Balozet et Marcel Sicart (1960, p. 44-45, fig. 1 A-1 B) lui ont rapporté quelques spécimens d'un Hémhuriide récolté dans l'estomac d'*Anguilla anguilla* (L.), de rivières des environs de Toulouse et de l'étang de Thau, près de Sète (Hérault), mais l'attribution à *communis* de leurs spécimens ne peut être adoptée (1).

(1) Mon ami, le Dr L. Balozet, m'a aimablement remis quelques spécimens de cet Hémhuriide de l'Anguille de l'étang de Thau. Je me propose d'en publier prochainement la description.

H. communis Odhner a aussi été signalé en Mer Noire (voir P. Pogoreltseva, 1952, p.), mais il est nécessaire de vérifier s'il ne s'agirait pas d'une espèce voisine d'*Hemiurus*.

Il est singulier qu'une espèce tant de fois signalée chez un si grand nombre d'hôtes ait été si rarement figurée depuis sa description par Odhner. Aucune figure n'a été donnée, ni par T. Odhner (1905, p. 351), ni par A. Looss (1907, p. 106), qui sont les principaux descripteurs de l'espèce. La description de Looss concerne des spécimens récoltés dans l'estomac de *Gadus morhua* L. à Kristineberg (Suède) par Odhner. Ce sont aussi des spécimens récoltés chez cet hôte, de cette localité, par T. Odhner (juillet 1898 et août 1901), que j'ai personnellement eus sous les yeux (cf. R.-Ph. Dollfus, 1953, p. 78). Les seules figures auxquelles on peut actuellement se référer sont celles données par Marie-V. Lebour (1908, p. 36-37, pl. IV, fig. 5-7), pour des spécimens qu'elle a récoltés chez des *Gadus merlangus* L. du Northumberland.

Pour remédier à la pauvreté iconographique de l'espèce et à l'absence de figures de spécimens originaux d'Odhner, j'ai revu 41 spécimens, en 12 préparations étiquetées « *Hemiurus communis* » par Odhner lui-même, conservées au Musée de Stockholm (1).

Les 12 préparations originales qui m'ont été communiquées sont des spécimens colorés au carmin ou à l'hémalun (ou à l'hématoxyline ?) et montés dans le baume du Canada. Deux préparations seulement portent la mention « types », ce sont celles de neuf spécimens récoltés chez *Salmo trutta* L. (août 1902) et chez *Raniceps raninus* (L.) (janvier 1903).

Les autres hôtes sont :

Motella mustella (L.) (août 1903) : 1 spécimen.

Cottus bubalis Euphrasen (1^{er} septembre 1903) : 4 spécimens.

Cottus scorpius L. (7 août 1901) : 2 spécimens, et sans date : 5 spécimens.

Gobius niger L. (6 août 1901) : 1 spécimen.

Gadus merlangus L. (30 août 1901) : 1 spécimen.

Hippoglossus maximus (L.) (septembre 1905) : 2 spécimens.

Gasterosteus aculeatus L. (7 août 1901) : 8 spécimens.

Gadus morhua L. (août 1903) : 4 spécimens ; A. Looss *prepar.*

Une préparation sans indication d'hôte contient une série de coupes longitudinales.

Tous les spécimens ont été récoltés à Kristineberg (côte Ouest de Suède), sauf celui d'*Hippoglossus*, qui a été récolté à Trondjem.

(1) Je prie le Dr Ake Andersson, Directeur de la section des Invertébrés du Museum Royal d'Histoire Naturelle de Stockholm, d'agréer mes meilleurs remerciements pour m'avoir communiqué ce précieux matériel.

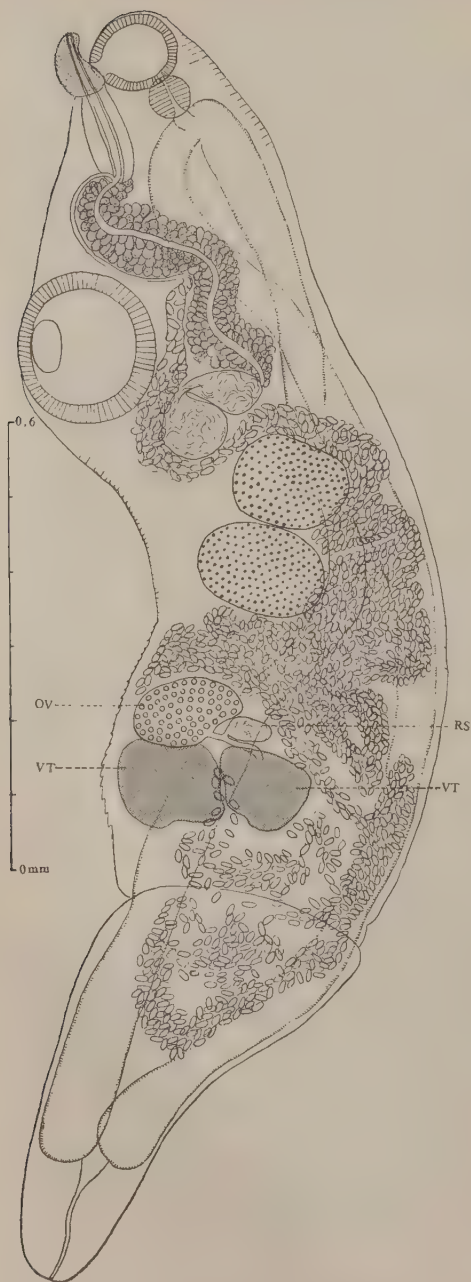


FIG. 1. — Syntype, de l'estomac de *Salmo trutta* L.; Kristineberg, août 1902; T. Odhner, *leg. et determin.* — Longueur, 1,8; larg., 0,435; vent. orale, 0,102 $\times$ 0,118; ventouse ventrale, 0,192; pharynx, 0,059-0,060 mm.; œufs, 23,7 $\times$ 11,8 μ ; OV, ovaire; RS, receptaculum seminis; VT, vitellogène

FIG. 2. — Syntype de l'estomac de *Salmo trutta* L. ; Kristineberg, août 1902 ; T. Odhner, *leg. et détermin.* — Longueur, 1,8 ; largeur, 0,43 ; vent. orale, $0,096 \times 0,145$; vent. ventrale, $0,1935 \times 0,2032$; pharynx, $0,0628 \times 0,0727$ mm. ; œufs, $21,37 \times 11,87 \mu$

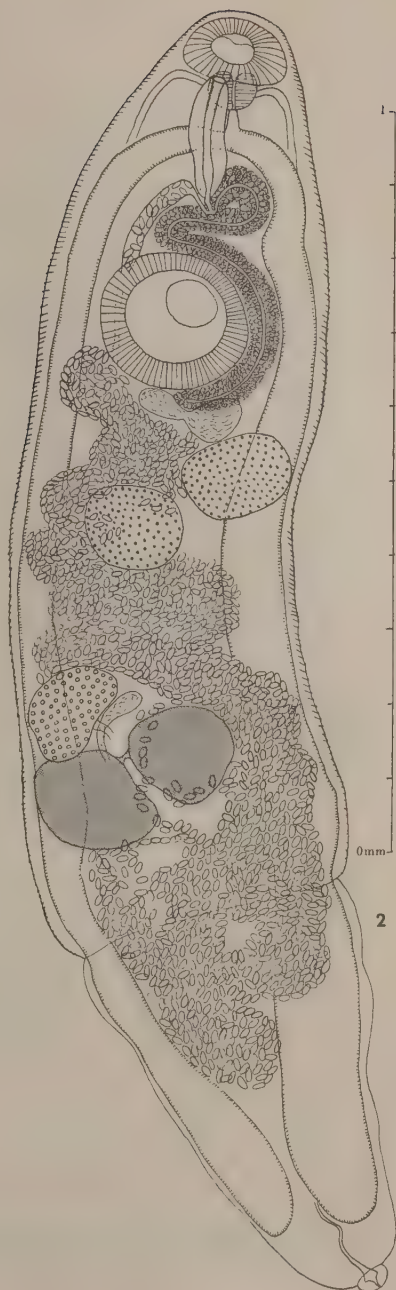




FIG. 3. — Syntype, de l'estomac de *Cottus scorpius* Euphrasen ; Kristineberg, 7-8-1901 ; T. Odhner, *leg. et determin.* — Longueur, 3,53 ; largeur, 0,78 ; ventouse orale, $0,150 \times 0,193$; ventouse ventrale, $0,3145$; pharynx, $0,0967 \times 0,1064$ mm. ; œufs, $21,37 \times 9,5$ μ .

Il est important de noter la présence de syntypes chez *Salmo trutta* L., hôte non mentionné jusqu'à présent.

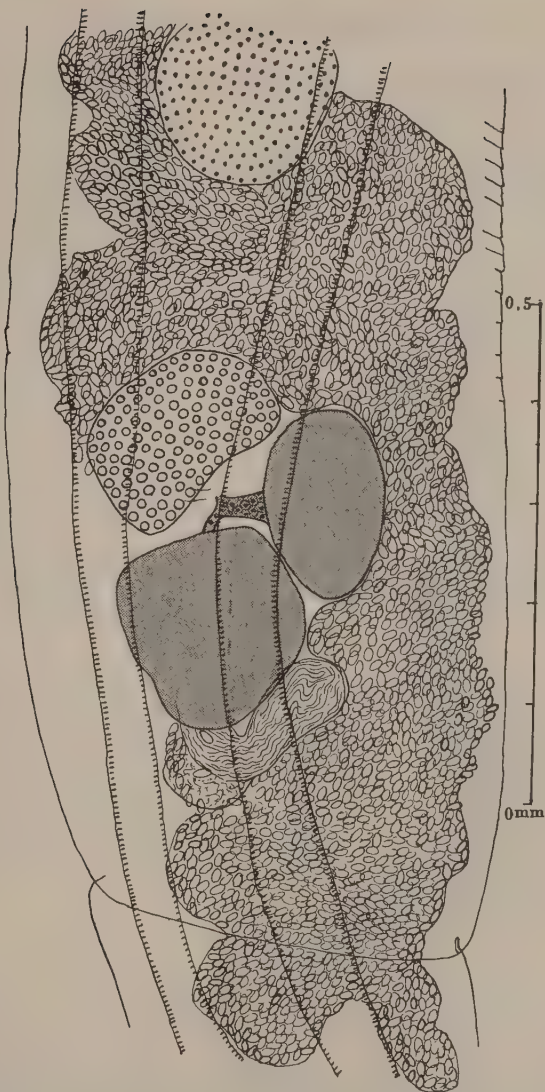


FIG. 4. — Région de l'ovaire et des vitellogènes, d'un individu présentant une anomalie dans la position du receptaculum seminis, qui est normalement en avant des vitellogènes. Les autres individus (syntypes) récoltés en même temps dans le même hôte ne présentent pas cette anomalie.

Estomac de *Raniceps raninus* (L.). Kristineberg, janvier 1903 ; T. Odhner, leg. et détermin.

Longueur, 2,758 ; largeur, 0,498 ; ventouse orale, $0,0967 \times 0,1790$; ventouse ventrale, $0,2612$; pharynx, $0,0628 \times 0,0628$ mm. ; œufs, $21,37 \times 11,87$ μ .

La longueur des individus varie d'environ 1 mm. à environ 3,5 mm. Dans l'ensemble, l'anatomie est conforme aux descriptions par Odhner, Looss, Lebour, Ben Dawes, mais il y a des variations individuelles plus ou moins étendues, et, ainsi que l'a fait remarquer Ben Dawes (1947, p. 280), lorsque le postabdomen (= ecsoma) est rétracté, la topographie des organes est fortement modifiée.

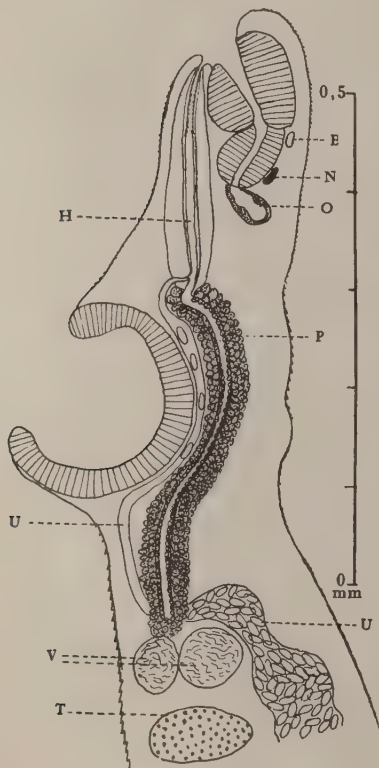


FIG. 5. — Reconstruction de la région antérieure d'un individu en extension, d'après une série de coupes à peu près sagittales ; T. Odhner, *prepar.*

Chez des individus dont la partie antérieure est en extension, la vésicule séminale s'éloigne sensiblement loin en arrière de la ventouse ventrale, alors que, chez d'autres individus, elle est presque au contact de la ventouse ventrale. Les deux parties de la vésicule séminale sont de grosseur très variable. Chez un des individus provenant de *Raniceps*, la vésicule séminale n'est pas bipartite, mais unique ; chez un de *Cottus scorpius* L., elle a l'aspect tripartite,

peut-être parce que la portion postérieure est repliée antérieurement sur elle-même.

Les testicules n'occupent pas toujours le même emplacement l'un par rapport à l'autre ; il y a des individus où ils sont exactement en tandem ; il arrive aussi que le testicule postérieur soit séparé de l'antérieur par une large sinuosité utérine qui le rejette presque au contact de l'ovaire. Deux des spécimens provenant de *Salmo trutta* L. n'ont qu'un seul testicule. Un des spécimens provenant de *Raniceps* a son *receptaculum seminis* à un emplacement tout à fait anormal : il est le long du vitellogène postérieur (fig. 4), comme cela existe chez d'autres *Hemiuridæ*, par exemple *Paraheimiurus atherinæ* S. Yamaguti 1938.

La *pars prostatica*, souvent sinueuse, peut ne pas s'étendre au-delà du bord postérieur de la ventouse ventrale ; elle peut aussi contourner celle-ci et la séparer de la vésicule séminale.

Ces quelques renseignements sont utiles pour la discrimination de l'espèce.

RÉSUMÉ

Hemiurus communis T. Odhner 1905 n'a été figuré ni par Odhner, ni par Looss ; la seule figure de référence est restée, jusqu'à présent, celle donnée par M.-V. Lebour (1908). J'ai estimé utile de remédier à cette pénurie iconographique et je donne quelques figures d'après des préparations originales de T. Odhner. Parmi les hôtes où T. Odhner a identifié *communis*, il y a *Salmo trutta* L. et *Raniceps raninus* (L.), hôtes non mentionnés jusqu'à présent.

OUVRAGES CITÉS

- BALOZET (Lucien) et SICART (Marcel). — Un Hémiauride parasite de l'Anguille. *Arch. Instit. Pasteur Algérie*, t. XXXVIII, n° 1, mars 1960, p. 44-49, fig. 1 A-1 B.
- DAWES (Ben), 1946. — The Trematoda, with special reference to British and other European forms. *Cambridge University Press*, 1946, xvi + 644 p., fig. 1 A-81 H.
- 1947. — The Tematoda of British Fishes. *The Ray Society*, vol. CXXXI, London, 11-4-1947, viii + 364 p., fig. 1 A-151 F.
- DOLLFUS (Robert-Ph.), 1953. — Parasites animaux de la Morue atlanto-arctique (*Gadus callarias* L. (= *morhua* L.). *Encyclopédie Biologique*, Paul Lechevalier, Paris, vol. XLIII, 10-3-1953, 403 + 3 p., 260 fig.

- LEBOUR (Marie-V.), 1908. — Fish Trematodes of the Northumberland Coast. *Northumberland Sea Fisheries Report*, for 1907, Newcastle-upon-Tyne, 1908, p. 13-57, pl. I-V.
- LOOSS (Arthur), 1907. — Beiträge zur Systematik der Distomen. Zur Kenntnis der Familie Hemiuridæ. *Zoolog. Jahrbücher System*, XXVI Bd., 1 Heft, 13-12-1907, p. 63-180, pl. VII-XV, fig. 1-78.
- ODHNER (Theodor), 1905. — Die Trematoden des arktischen Gebietes. *Fauna arctica*, G. Fischer, Jena, Bd. IV, Lief. 2, 1905, p. 289-372, fig. texte 1-4, pl. II-IV.
- POGORELTSEVA (T. P.), 1952. — Nouveaux Trématodes de Poissons de la mer Noire. *Travaux (Troudy) de la Station biologique de Karadagh*, année 1952, n° 12, p. 29-39, fig.
- POLJANSKY (Georges), 1955. — Matériaux pour la parasitologie des poissons des mers septentrionales de l'U.R.S.S. Parasites des poissons de la mer de Barents. *Travaux de l'Institut Zoologique de l'Académie des Sciences de l'U.R.S.S.*, t. XIX, 1955, p. 5-170, fig. 1-36.
- SKRJABIN (Konstantin Ivanovitch) et GUSHANSKAYA (L. X.), 1954. — Sous-ordre *Hemiurata*, 1^{re} partie. In K. I. Skrjabin : *Trématodes des animaux et de l'homme*, tome IX. Editions de l'Académie des Sciences de l'U.R.S.S., Moscou, 1954, p. 225-653, fig. 67-200.

*Laboratoire d'Helminthologie,
Muséum National d'Histoire Naturelle - Paris*

LE PHYLUM DES ACANTHOCEPHALA

TROISIÈME NOTE

La classe des PALAEACANTHOCEPHALA (Meyer 1931) (suite)

Par Yves J. GOLVAN

CLÉ DICHOTOMIQUE DES GENRES DE LA CLASSE

DES

Palaeacanthocephala

1. — a) Acanthocéphales parasites de Vertébrés inférieurs (Poissons et, plus accessoirement, Batraciens) 2
b) Acanthocéphales parasites de Vertébrés supérieurs (Reptiles), ou, surtout, Oiseaux et Mammifères (marins) 40
2. — a) Deux glandes cémentaires Fam. *DIPLOSENT DÆ* 3
b) Plus de deux glandes cémentaires 4
3. — a) Proboscis court g. *Diplosentis*
b) Proboscis long g. *Pararhadinorhynchus*
4. — a) Quatre glandes cémentaires 5
b) Plus de quatre glandes cémentaires 17
5. — a) Proboscis relativement long .. Fam. *GORGORHYNCHIDÆ* 6
b) Proboscis relativement court 13
6. — a) Tronc orné, dans sa partie antérieure, d'épines cuticulaires 7
b) Tronc toujours inerme S.F. *Filisomatinae* 11
7. — a) Épines cuticulaires soudées les unes aux autres pour former des « peignes » à disposition pseudo-métamérique S.F. *Serrasentinae*, g. *Serrasentis*
b) Épines cuticulaires séparées les unes des autres et jamais réunies pour former des « peignes » ... S.F. *Gorgorhynchinae* 8
8. — a) Présence de grands crochets spécialisés à la base des files g. *Nipporhynchus*
b) Pas de grands crochets spécialisés à la base des files .. 9

9. — a) Proboscis assez court. Quatre glandes cémentaires longues et minces g. *Gorgorhynchus*
 b) Proboscis long. Quatre glandes cémentaires en courte massue 10
10. — a) Lemnisci plus courts que le réceptacle. Ganglion cérébroïde situé au tiers antérieur du réceptacle ... g. *Paragorgorhynchus*
 b) Lemnisci plus longs que le réceptacle. Ganglion cérébroïde situé au fond du réceptacle g. *Mherarhynchus*
11. — a) Pas de dissymétrie dorso-ventrale des crochets du proboscis 12
 b) Dissymétrie dorso-ventrale des crochets du proboscis toujours très nette g. *Rhadinorhynchoides*
12. — a) Corps de taille moyenne avec nette dilatation de la partie antérieure du tronc. Ganglion cérébroïde situé dans la partie antérieure du réceptacle. Quatre glandes cémentaires en massue disposées en deux paires de longueur inégale g. *Neogorgorhynchus*
 b) Corps de grande taille avec tronc très mince, régulièrement cylindroïde. Ganglion cérébroïde situé au fond du réceptacle. Quatre glandes cémentaires très longues et tubuleuses g. *Fillsoma*
13. — a) Tronc cylindroïde, très long et très mince Fam. *FESSISENTIDÆ* ; g. *Fessisentis*
 b) Tronc de taille petite à moyenne, fusiforme ou un peu dilaté dans sa partie antérieure, trapu Fam. *CAVISOMIDÆ* 14
14. — a) Tronc orné, dans sa partie antérieure, d'épines cuticulaires S.F. *Vancleaveinæ* 15
 b) Tronc toujours inerme S.F. *Cavisominæ* 16
15. — a) Lemnisci très longs. Dimorphisme sexuel net portant sur la répartition des épines cuticulaires du tronc g. *Cleaveius*
 b) Lemnisci plus courts que le réceptacle. Pas de dimorphisme sexuel net. Les épines cuticulaires du tronc sont disposées sur une surface triangulaire à pointe inférieure ventrale g. *Micracanthorhynchina*
16. — a) Proboscis en courte massue. Ganglion cérébroïde situé à la partie moyenne du réceptacle g. *Cavisoma*
 b) Proboscis assez long, cylindroïde. Ganglion cérébroïde situé au fond du réceptacle g. *Echinorhynchoides*
17. — a) Toujours huit glandes cémentaires Fam. *RHADINORHYNCHIDÆ* 18
 b) Toujours six glandes cémentaires 25

18. — a) Tronc toujours inerme S.F. *Leptorhynchoidinæ* ; g. *Leptorhynchoides*
 b) Tronc orné, dans sa partie antérieure, d'épines cuticulaires 19
19. — a) Présence d'épines génitales, au moins chez les femelles ..
 S.F. *Illiosentinæ* 20
 b) Jamais d'épines génitales S.F. *Rhadinorhynchinæ* 21
20. — a) Ganglion cérébroïde très antérieur, situé à la limite du proboscis et du cou. Vulve s'ouvrant entre deux protubérances unies par un organe musculaire en éventail g. *Illiosentis*
 b) Ganglion cérébroïde situé au tiers antérieur ou au tiers moyen du réceptacle. Pas de protubérances ni d'organe musculaire péri-vulvaires g. *Telosentis*
21. — a) Proboscis relativement court g. *Pseudorhadinorhynchus*
 b) Proboscis long 22
22. — a) Proboscis entouré d'une membrane hyaline épaisse entourant la lame de chaque crochet à la façon d'une gaine g. *Tegorhynchus*
 b) Pas de gaine cuticulaire autour de la lame des crochets du proboscis 23
23. — a) Tronc présentant une striction à l'union de ses tiers antérieur et moyen. Huit glandes cémentaires courtes et piriformes, en amas compact g. *Hemirhadinorhynchus*
 b) Tronc cylindroïde, dépourvu de striction, avec partie antérieure souvent un peu dilatée. Huit glandes cémentaires en longue massue g. *Rhadinorhynchus* 24
24. — a) Epines cuticulaires de la partie antérieure du tronc de taille sensiblement uniforme s.g. *Rhadinorhynchus*
 b) Epines cuticulaires de la partie antérieure du tronc de deux types ; les antérieures petites et nombreuses, les postérieures clairsemées mais très grandes s.g. *Megistacantha*
25. — a) Proboscis supporté par un cou ou un « faux cou » très longs 36
 b) Proboscis supporté par un cou court 26
26. — a) Crochets du proboscis présentant une très forte dissymétrie dorso-ventrale, les crochets dorsaux étant au moins deux fois plus petits que les ventraux Fam. *ASPERSENTIDÆ* 27
 b) Crochets du proboscis ne présentant pas de dissymétrie dorso-ventrale très forte 29
27. — a) Tronc orné, dans sa partie antérieure, d'épines cuticulaires g. *Aspersentis*

- b) Tronc toujours inerme 28
28. — a) Autant de crochets sur les files dorsales que sur les files ventrales g. *Heteracanthocephalus*
 b) Deux fois moins de crochets sur les files ventrales que sur les files dorsales g. *Sakalinorhynchus*
29. — a) Proboscis sphéroïdal. Habitus rappelant celui d'un *Neoacanthocephala*. Fam. **HYPOECHINORHYNCHIDÆ**, g. *Hypoechinorhynchus*
 b) Proboscis parfois court mais jamais sphéroïdal. Habitus typique de *Palaeacanthocephala* 30
30. — a) Proboscis très court, présentant toujours au moins deux types très dissemblables de crochets. Fam. **ARHYTHMACANTHIDÆ** 31
 b) Proboscis de taille moyenne. Dimensions des crochets diminuant de haut en bas des files sans que leur morphologie soit très différente Fam. **ECHINORHYNCHIDÆ** 32
31. — a) Tronc en très court fuseau. Epines cuticulaires sur la partie antérieure du tronc enchâssées dans un repli cuticulaire, d'où aspect « écailleux » g. *Arhythmacanthus*
 b) Tronc cylindroïde ou en fuseau long. Epines cuticulaires de la partie antérieure du tronc libres, non enchâssées dans un repli cuticulaire g. *Heterosentis*
32. — a) Tronc orné, dans sa partie antérieure, d'épines cuticulaires. Présence parfois d'épines génitales S.F. *Neoacanthocephaloidinæ*, g. *Neoacanthocephaloides*
 b) Tronc toujours inerme S.F. *Echinorhynchinæ* 33
33. — a) Proboscis long, portant de nombreux crochets g. *Echinorhynchus* 34
 b) Proboscis en courte massue portant un nombre relativement peu élevé de crochets 35
34. — a) Six glandes cémentaires sphéroïdales disposées sans ordre précis s.g. *Metechinorhynchus*
 b) Six glandes cémentaires sphéroïdales disposées en trois paires superposées s.g. *Pseudechinorhynchus*
 c) Six glandes cémentaires sphéroïdales disposées en une seule file s.g. *Echinorhynchus*
35. — a) Passage sans transition des grands crochets apicaux aux épines basales sur les files de crochets du proboscis g. *Acanthocephaloides*
 b) Passage graduel des grands crochets apicaux aux épines basales sur les files de crochets du proboscis g. *Acanthocephalus*

36. — a) Proboscis supporté par un « faux cou » formé par l'étiement de la partie antérieure du tronc, le vrai cou étant de longueur normale 37
 b) Proboscis supporté par un vrai cou très allongé, la partie antérieure du tronc n'est pas modifiée 39
37. — a) Proboscis court ... Fam. *PARACANTHOCEPHALIDÆ* 38
 b) Proboscis long g. *Pomphorhynchus*
38. — a) « Faux cou » presque quadrangulaire .. g. *Fresnyarhynchus*
 b) « Faux cou » cylindroïde g. *Paracanthocephalus*
39. — a) Proboscis très long et très mince, cou cylindroïde de même diamètre que le proboscis g. *Tenuiproboscis*
 b) Proboscis court. Cou fusiforme de diamètre nettement plus grand que celui du proboscis g. *Longicollum*
40. — a) Tronc orné, dans sa partie antérieure, d'épines cuticulaires. Présence parfois d'épines génitales. Fam. *POLYMORPHIDÆ* 41
 b) Tronc toujours inerme 45
41. — a) Tronc de forme souvent hautement modifiée. Epines génitales parfois présentes, au moins chez les femelles. Proboscis cylindroïde ou en fuseau plus ou moins bref mais jamais sphéroïdal S.F. *Corynosominæ* 42
 b) Tronc fusiforme ou dilaté dans sa partie antérieure. Jamais d'épines génitales. Proboscis court, sphéroïdal, ou en très court fuseau S.F. *Polymorphinæ* 43
42. — a) Corps de taille petite à moyenne, trapu, parfois discoïdal dans sa partie antérieure. Six glandes cémentaires g. *Corynosoma*
 b) Corps de très grande taille (ne pas tenir compte de la taille réduite des juvéniles trouvés chez des Poissons), allongé, cylindrique, dilaté en bulbe dans sa partie toute antérieure. Trois glandes cémentaires. Parasites de Cétacés.. g. *Bolbosoma*
43. — a) Dimorphisme sexuel extrêmement net, avec femelles hautement modifiées. Proboscis sphéroïdal g. *Filicollis*
 b) Dimorphisme sexuel toujours discret. Proboscis court, cylindroïde ou fusiforme, mais jamais sphéroïdal 44
44. — a) Cou court g. *Polymorphus*
 b) Cou très long g. *Arhythmorhynchus*
45. — a) Réceptacle inséré à la base du proboscis Fam. *PLAGIORHYNCHIDÆ* 46
 b) Réceptacle inséré au niveau de la moitié de la hauteur du proboscis, ce point d'insertion étant marqué par un rétrécissement du rostre Fam. *CENTRORHYNCHIDÆ* 53

46. — a) Proboscis long, cylindrique S.F. *Plagiorhynchinae* 47
 b) Proboscis court, sphéroïdal 48
47. — a) Embryophores mûrs pourvus de hernies polaires de la membrane moyenne. Cycle aquatique g. *Plagiorhynchus*
 b) Embryophores mûrs dépourvus de hernies polaires de la membrane moyenne mais d'une coque externe épaisse sculptée. Cycle terrestre g. *Prosthorhynchus*
48. — a) Six glandes cémentaires. Parasites de Reptiles australiens S.F. *Sphaerechinorhynchinae* ; g. *Sphaerechinorhynchus*
 b) Moins de six glandes cémentaires. Parasites d'Oiseaux S.F. *Porrorchinae* 49
49. — a) Trois glandes cémentaires. Proboscis tronc-conique. Parasites d'*Alcedinidae* g. *Pseudogordiorhynchus*
 b) Quatre glandes cémentaires 50
50. — a) Cou long, cylindroïde, inséré sur un « faux cou » formé par l'étirement de la partie antérieure du tronc g. *Oligoterorhynchus*
 b) Cou court, partie antérieure du tronc non étirée en « faux cou » 51
51. — a) Quatre glandes cémentaires piriformes, relativement courtes. Embryophores à coque mince, pourvus de hernies polaires de la membrane moyenne. Cycle aquatique. Parasites d'Oiseaux du Nouveau Monde g. *Lueheia*
 b) Quatre glandes cémentaires très longues et tubuleuses. Embryophores à coque épaisse et sculptée, dépourvus de hernies polaires de la membrane moyenne. Cycle terrestre. Parasites d'Oiseaux de l'Ancien Monde 52
52. — a) Lemnisci filiformes et très longs. Organes mâles n'occupant que la moitié postérieure du tronc g. *Porrorchis*
 b) Lemnisci digitiformes, un peu plus longs que le réceptacle. Organes mâles occupant les cinq sixièmes postérieurs du tronc g. *Pseudoporrorchis*
53. — a) Parasites de Rapaces. Proboscis formé de deux portions tronc-coniques superposées. Anastomoses lacunaires régulièrement transversales g. *Centrorhynchus*
 b) Parasites de Passériformes. Proboscis formé d'une portion supérieure sphéroïdale et d'une portion inférieure tronc-conique. Anastomoses lacunaires formant un réseau à mailles grossièrement polyédriques g. *Sphaerirostris*

(à suivre).

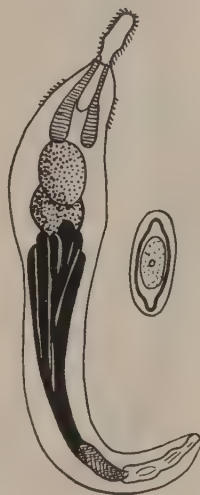
ADDENDA

Tandis que les premières parties de ce travail étaient sous presse, nous avons reçu, grâce à l'extrême obligeance de Mme I. Bychowskaja, de l'Institut de Zoologie de Léninegrad, le second tome du traité de V.I. Pétrotschenko. Nous donnons ici la traduction des diagnoses des quatre genres nouveaux créés par cet auteur qui figurent dans cet ouvrage. Nous tenons à remercier notre ami le Docteur Coumbaras, à qui nous devons cette traduction.

Genre *Hexaglandula* Petrotschenko 1950.

Polymorphinæ possédant six glandes cémentaires, corps fusiforme, élargi dans sa partie antérieure et pourvu d'épines disposées autour du corps en rangées serrées. Œufs en ovale allongé avec hernies polaires de la membrane moyenne courtes. Parasites d'Oiseaux d'eau.

FIG. A. — Schéma du
genre *Hexaglandula*
Petrotschenko 1950



Espèces types :

1° *Hexaglandula mutabilis* (Rudolphi 1819) Petrotschenko 1958
[= *Echinorhynchus mutabilis* Rudolphi 1819 = *Polymorphus mutabilis* (R. 1819) Travassos 1926], parasite d'Oiseaux d'eau du Brésil.

2° *Hexaglandula corynosoma* (Travassos 1915) Petrotschenko 1958, parasite d'Ardéiformes du Brésil.

3° *Hexaglandula inermis* (Travassos 1923) Petrotschenko 1958, parasite d'une Mouette, probablement de l'Arctique.

4° *Hexaglandula paucihatus* (Heinze 1936) Petrotschenko 1958, parasite d'une Mouette, probablement de l'Arctique.

Genre ***Skrjabinorhynchus*** Petrotschenko 1956.

Polymorphinae à corps étroit, allongé, cylindrique, dont la partie antérieure porte, sur une petite surface, des épines. Cette partie



FIG. B. — Schéma du genre *Skrjabinorhynchus* Petrotschenko 1956

antérieure du corps est parfois élargie et séparée du reste du tronc par un rétrécissement peu prononcé. Proboscis cylindrique, légèrement élargi vers le 1/3 postérieur. Crochets à peu près tous identiques, mais ceux des 2/3 antérieurs sont munis de racines, les autres en sont dépourvus (épines). Pas de crochets nettement distincts

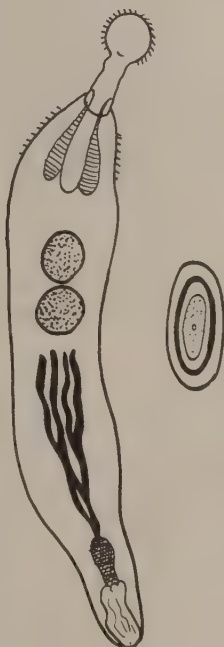
quant à leur forme et leurs dimensions. Embryophores fusiformes avec hernies polaires de la membrane moyenne. Glandes cémentaires allongées et tubulaires. Parasites d'Oiseaux d'eau.

Espèces types :

1° *Skrjabinorhynchus capellæ* (Yamaguti 1935) Petrotschenko 1956 (= *Polymorphus capellæ* Yamaguti 1935), parasite d'Oiseaux du Japon.

2° *Skrjabinorhynchus eroliæ* (Yamaguti 1939) Petrotschenko 1956 [= *Polymorphus eroliæ* Yamaguti 1939 = *Arhythmorhynchus eroliæ* (Yamaguti 1939) Van Cleave et Rausch 1950], parasite d'Oiseaux du Japon.

FIG. C. — Schéma du genre *Parafilicollis* Petrotschenko 1956



Genre *Parafilicollis* Petrotschenko 1956.

Filicollidæ à dimorphisme sexuel peu marqué. Corps cylindrique, couvert, dans sa partie antérieure, de fines épines qui peuvent être invisibles chez les femelles jeunes. Trompe globuleuse ou sphéroconique. Cou allongé. Glandes cémentaires tubulaires, relativement

épaisses, au nombre de 4 ou 6. Embryophores ovoïdes, pourvus de membranes sans hernie polaire. Parasites d'Oiseaux d'eau.

Genres types :

1° *Parafilecollis altmani* (Perry 1942) Petrotschenko 1956.

2° *Parafilecollis kenti* (Van Cleave 1947) Petrotschenko 1956 (= *Polymorphus kenti* Van Cleave 1947 = *Filicollis sphaerocephalus* Harrington et Pillsbury 1938), parasite d'une Mouette du Canada.

Genre *Pseudacanthocephalus* Petrotschenko 1956.

Gigantorhynchidæ (*sensu* Petrotschenko 1956-1958). A l'heure actuelle, quatre espèces ont été retirées du genre *Acanthocephalus* à cause de la morphologie de la larve (embryon « glabre » ?) et de l'écologie des adultes (parasites de Crapauds). Corps massif, fusiforme ou cylindrique, à paroi épaisse, avec réseau lacunaire net. Sur les individus fixés, coloration gris foncé. Proboscis presque cylindrique ou légèrement élargi en son milieu. Crochets du proboscis plus ou moins semblables, sauf les derniers qui peuvent être plus petits. Glandes cémentaires piriformes ou réniformes, disposées en groupe compact. Embryophores ovalaires, possédant trois membranes, la moyenne épaisse et brillante. Membranes sans hernies polaires. Embryon « glabre » et totalement couvert d'épines (?). Parasites d'Amphibiens terrestres.

Espèces types :

1° *Pseudacanthocephalus bufonis* (Shipleigh 1903) Petrotschenko 1956, parasite de *Bufo melanostictus*, *B. penangensis*, *B. viridis*.

2° *Pseudacanthocephalus bufonicola* (Kostylew 1941) Petrotschenko 1956, parasite de *Bufo vulgaris*.

3° *Pseudacanthocephalus caucasicus* (Petrotschenko 1953) Petrotschenko 1956, parasite de *Rana macrocnemis* et de *Bufo viridis*.

4° *Pseudacanthocephalus elongatus* (Van Cleave 1937) Petrotschenko 1956, parasite de *Bufo formosus*.

Remarque : La création de ce dernier genre nous paraît reposer sur des caractères trop peu importants pour que nous en acceptions la validité. En effet, en ce qui concerne l'anatomie des embryons, Petrotschenko dit, dans son texte, qu'il n'a pu étudier que ceux d'une seule des quatre espèces qu'il classe dans son genre *Pseudacanthocephalus* et que les trois autres ont « probablement » des embryons présentant les mêmes caractères. Le second argument

que donne l'auteur russe pour justifier la création de son genre est encore beaucoup plus discutable. Selon lui, les différences éthologiques et écologiques entre Anoures « terrestres » et Anoures « aquatiques » sont telles que ces deux groupes sont parasités par des Acanthocéphales qui appartiennent non seulement à des genres, mais à des classes différents (les *Acanthocephalus* appartiennent à la sous-classe des *Echinorhynchinea* Petrotschenko 1956 et les *Pseudoacanthocephalus* à celle des *Gigantorhynchinea* Petrotschenko 1956). Si nous accordons une très grande valeur taxonomique aux arguments d'ordre biologique, dans ce cas précis, nous ne pouvons accepter l'opinion de Petrotschenko. En effet, nous savons que tous les Anoures sont aquatiques, non seulement pendant leur vie larvaire, mais aussi pendant la période annuelle de reproduction ; que leur régime alimentaire, même pour ceux qui, comme *Rana esculenta*, ne quittent jamais le bord des eaux, repose presque exclusivement sur la capture d'Arthropodes terrestres. Nous proposons donc, jusqu'à ce que nous ayons des renseignements plus précis, de conserver à ces quatre espèces la place qu'elles occupaient dans le genre *Acanthocephalus* Koelreuther 1771.

ERRATA

Pages 368 et 369 du volume XXXV (3), avril-juin 1960 : lire *Fessisentis* et *Fessisentidæ*, et non *Fissisentis* et *Fissisentidæ*.

(A suivre).

Institut de Parasitologie - Faculté de Médecine de Paris

(Directeur : Professeur H. GALLIARD)

UN NOUVEL ACARE DE LA GALE DANS L'EX CONGO BELGE

Par R. F. LAWRENCE

Dans une importante collection d'Acariens montés, envoyée par le D^r H. G. Vercammen-Grandjean, de Bukavu (Congo belge), nous avons découvert une préparation contenant quatre femelles de Sarcoptidés, avec un certain nombre d'œufs encapsulés dans la peau superficielle. Ces Acares provenaient d'un rat des marais ou des « criques », *Pelomys fallax*, l'une des multiples espèces de Rongeurs sauvages trouvées au Congo, et dont la très large distribution géographique s'étend de l'Est africain portugais et de l'Angola au Sud, jusqu'aux Congo belge, Tanganyika, Kenya, et à l'Uganda.

Bien qu'appartenant à la famille des *Sarcoptidæ*, cet Acare ne s'identifie parfaitement à aucun des six genres (1) qui composent actuellement cette famille, et un genre nouveau est ici proposé pour le désigner.

Genre *Mysarcoptes* nov. gen.

Présente les caractères génériques de *Sarcoptes*, *Notoedres* et *Trixacarus* pour la disposition des soies des pattes et des structures apicales des tarsi chez la femelle, mais se distingue de ces trois genres (exception faite du cas de *Notoedres muris*) par des soies dorsales plus grêles et moins nombreuses.

Se rapproche de *Notoedres* par les soies verticales antérieures du propodosome, très petites et fines, et par l'absence de bouclier dorsal bien défini ; mais s'en écarte notablement par la position terminale et non dorsale de l'anus. Par ce dernier caractère, ressemble à *Sarcoptes* et *Trixacarus*, mais s'en écarte par la forme distincte et caractéristique de l'orifice anal (fig. 3 b) ; diffère de *Trixacarus* par l'absence de bouclier polygonal chitineux, celui-ci étant petit, mal défini et situé seulement un peu en avant de la moitié du corps.

ESPÈCE TYPE : *Mysarcoptes paucipilis* nov. sp.

(1) Baker et Wharton (1952) en reconnaissaient sept, mais *Teinocoptes* a été retiré par Fain (1959) pour servir de base à une nouvelle famille, les *Teinocoptidæ*.

MYSARCOPTES PAUCIPILIS nov. sp.

HOLOTYPE : Une femelle de *Pelomys fallax*, Bukavu, Congo belge, récoltée par H.-G. Vercammen-Grandjean ; paratypes : trois femelles du même hôte.

Face dorsale (fig. 1) : Très fines et légères striations, le bouclier propodosomal mal défini, à limite antérieure indistincte et située près du milieu du corps avec une petite soie près de chacun des



FIG. 1. — *Mysarcoptes paucipilis* gen. et sp. nov.
Holotype ♀ ; face dorsale

angles antéro-latéraux ; sept paires de soies fines et courtes en sus d'une paire de petites soies verticales antérieures, la majorité d'entre elles situées dans une aire occupant les deux tiers postérieurs



FIG. 2. — *Mysarcoptes paucipilis* sp. nov. Paratype ♀ ; face ventrale. Les épimères et les segments basaux des pattes, très chitinisés, jaune-brun, contrastent nettement avec les parties non chitinisées.

de la moitié inférieure de la face dorsale, laquelle est presque complètement dépourvue de striations. Les soies verticales antérieures plus courtes et plus fines que la moyenne des soies dorsales, situées plus en avant que chez *Sarcoptes*, *Notoedres* et *Trixacarus*, juste derrière le bord antérieur du propodosome.

Anus s'ouvrant à l'extrémité dorsale postérieure, dans une conca-
vité piriforme aux bords épaissis, plus opaques que les parties
voisines ; la forme de l'ouverture très distincte, identique chez les

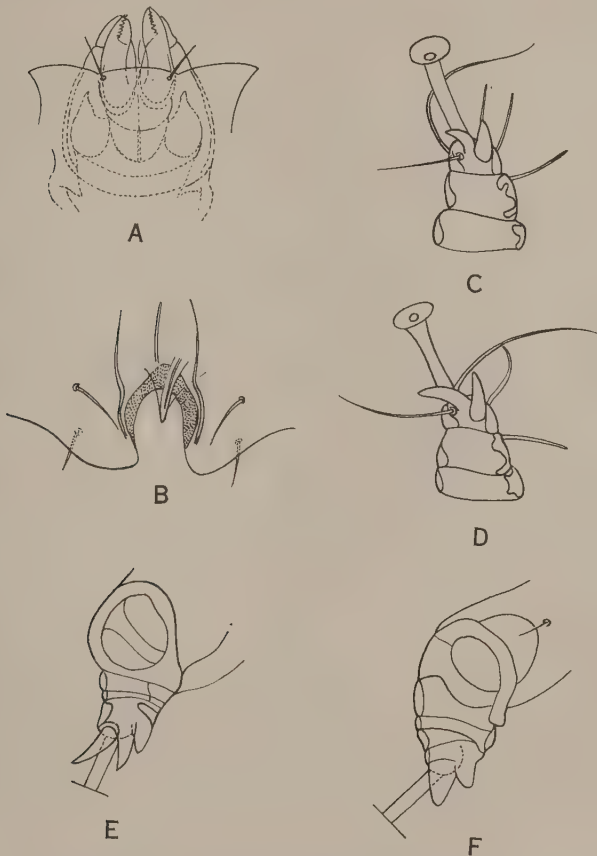


FIG. 3. — *Mysarcoptes paucipilis* sp. nov. Paratype ♀ ; A) Pièces buccales, vue dorsale ; B) Ouverture anale, vue dorsale ; C) Pattes I, vue ventrale ; D) Pattes II, vue ventrale ; E) Pattes III, vue ventrale ; F) Pattes IV, vue ventrale.

quatre femelles, et différente de celles des autres formes connues de *Sarcoptidæ* (fig. 3 b).

Face ventrale (fig. 2) : Représentant un des paratypes femelles ; pore génital s'ouvrant juste au-dessous du sternum médian en forme d'Y, très petit, quoique fortement chitinisé ; de chaque côté,

entre l'épimère des 2^e et 3^e paires de pattes, une structure chitineuse aux contours indécis.

Pièces buccales (fig. 3 a) : Grands chélicères et pédipalpes bien développés, non masqués par le bord antérieur du propodosome comme chez beaucoup d'autres genres de Sarcopitidés.

Pattes : Les deux paires antérieures avec tarse en forme de cloche, et de taille égale ; I et II (fig. 3 c et d) se terminant par trois sortes de griffes (la troisième griffe supérieure, courte, non visible sur la fig. 3 c et d) ; des deux griffes inférieures, la plus postérieure s'insère presque à angle droit avec la griffe antérieure qui est orientée directement en avant ; la griffe postérieure de II nettement plus longue que celle de I. Segment basal des pattes antérieures portant une soie fine, celle de II deux fois plus longue que celle de I ; III avec trois griffes coniques à l'apex (la griffe basale plus courte et obtuse) ; IV présentant deux griffes seulement (fig. 3 e, f) ; le long flagelle simple terminal des tarse III et IV de taille sensiblement égale, nettement plus court que la longueur du corps, légèrement inférieur à sa largeur.

Dimensions : Femelle type ; longueur du corps : 300 μ ; largeur : 262 μ . Paratype femelle : 250 μ et 218 μ respectivement.

Un certain nombre d'œufs avec quelques poils *in situ* ont été montés. Ils semblent encastrés avec les poils dans la peau.

Les œufs contiennent des larves en voie de développement à différents stades.

La structure des plus avancées d'entre elles se discerne aisément. Aucune des plus petites soies dorsales et ventrales n'est présente ; mais les pièces buccales, les épimères et trois paires de pattes bien développées sont clairement visibles, les épimères de toutes les pattes se rejoignant presque au milieu de la face ventrale. Les pattes de la 3^e paire présentent trois et non deux éperons coniques, en forme de griffe à leur extrémité, et un long flagelle simple comme chez l'adulte, replié à l'intérieur et s'entrecroisant.

L'une des quatre femelles adultes ne présentait qu'un seul œuf, similaire par la taille et la forme à ceux ci-dessus décrits, mais sans structure en voie de développement à son intérieur.

Pas de nymphes, ni de mâles présents.

Discussion

Comme nous l'avons indiqué dans la diagnose du groupe, cette forme se rapproche de trois genres de *Sarcoptidæ* : *Sarcoptes*, *No-toedres* et *Trixacarus*.

Les espèces de *Notoedres* et *Trixacarus* (mais non, semble-t-il, de *Sarcoptes*) ont été trouvées sur des Rongeurs, et, dans les deux cas, chez le surmulot *Rattus norvegicus*.

L'Acare que nous décrivons ici diffère sensiblement de *Sarcoptes* par la disposition des soies sur la face dorsale ; dans ce dernier genre, les soies verticales antérieures et les soies dorsales de l'opisthosome sont toutes de grosses épines épaisses, à extrémité obtuse, mélangées à de petits spicules pointus, tandis que celles de *Mysarcoptes* sont courtes, minces, difficiles à voir. Chez *Sarcoptes* aussi, le bouclier dorsal est clairement défini, placé très en avant et flanqué à chaque angle postéro-latéral d'une soie très longue et très pointue. Les striations dorsales sont beaucoup plus nombreuses et plus nettement définies chez *Sarcoptes* que chez *Mysarcoptes*.

Mysarcoptes ressemble à *Notoedres* par la disposition et le petit nombre de soies dorsales qui, dans ce genre, sont aussi grêles, ainsi que par ses minuscules soies antérieures verticales. Il diffère de *Notoedres*, et en particulier de l'espèce parasite de Rongeurs, *N. muris*, par une configuration tout à fait différente des striations comportant notamment une partie médiane presque dépourvue de stries ; la portion antérieure de celle-ci pourrait être interprétée comme le bouclier, structure totalement absente chez *Notoedres* ; les pattes sont plus grandes et mieux développées que chez *Notoedres* ; les soies des pattes postérieures sont plus longues que celles de *N. muris*. Une autre différence réside dans la position de l'orifice anal, nettement situé sur la face dorsale chez *Notoedres*, c'est-à-dire franchement au-dessus du bord postérieur du corps, et par ailleurs différemment constitué.

Mysarcoptes se distingue de *Trixacarus* Sellnick (1944) par l'absence de bouclier chitineux et de longues soies et spicules sur la face dorsale ; il s'en écarte, en outre, par le détail des tarsi des pattes III et IV qui présentent trois au lieu de deux griffes en épéron à l'apex de III, et par l'absence d'un poil accessoire à la base du long flagelle simple sur les tarsi III et IV, qui est caractéristique de *Trixacarus*.

BIBLIOGRAPHIE

- BAKER (E. W.) and WHARTON (G. W.), 1952. — *An introduction to Acarology*, New-York, Macmillan.
- FAIN (A.), 1959. — Les Acariens psoriques parasites des Chauves-Souris : IV. Le genre *Teinocoptes* Rodhain. Création d'une nouvelle famille *Teinocoptidae* fam. nov. (Sarcoptiformes). *Rev. Zool. Bot. Afr.*, 68.
- SELLNICK (M.), 1944. — Eine neue parasitische Milbe von *Epimys norvegicus*. *Zeitschr. f. Parasitenkunde*, 13 (3), 248.

UN CURIEUX CAS DE PSEUDO-PARASITISME PAR ACARIENS DANS UN LIQUIDE CÉPHALO-RACHIDIEN

Par K. SAMBINAK et D. JARRY

La littérature médicale fait mention plusieurs fois, depuis le début du siècle, de la découverte d'Acariens dans des urines ou des liquides retirés par ponction. Ces Arthropodes ont été rapportés au genre *Tarsonemus*, appartenant au sous-ordre des *Tarsonemoidea*. En l'absence de caractères formels, tant morphologiques qu'écologiques, et, surtout, quant au fait que l'on a souvent affaire à des individus immatures, on s'arrête souvent à la diagnose de *Tarsonemus hominis* (Dahl). Cette espèce aurait de nombreux synonymes, parmi lesquels : *T. floricolus*, *T. socialis*, *T. robinii*, *T. macronychus*, *T. supinoi*.

On s'est demandé si ces Acariens pouvaient avoir un quelconque pouvoir pathogène, allant aux deux extrêmes, soit en leur imputant des accidents nécrotiques fort graves, soit en leur prêtant le rôle de vulgaires corps étrangers entraînés par l'écoulement du liquide à travers une aiguille ou une sonde.

La curieuse observation que nous allons rapporter est précisément en faveur d'une contamination secondaire du prélèvement.

Mme L. M..., demeurant rue de Calais, à Casablanca, est prise, le 4 novembre 1959, d'un malaise brutal avec tendance syncopale et céphalées intenses dans la région cervico-occipitale, alors qu'elle effectuait des travaux ménagers.

Le Dr R..., que nous tenons à remercier ici pour les renseignements qu'il a bien voulu nous donner, a examiné la patiente dans les instants qui ont suivi cet incident. Un état nauséux ayant succédé à quelques vomissements faciles, une raideur discrète de la nuque et un examen général négatif n'autorisent aucun diagnostic bien précis. Cet examen est d'ailleurs difficile parce que la malade est obèse (90 kg. pour 1,60 m.) et elle se refuse à une ponction lombaire. Le praticien, craignant une hémorragie méningée, prescrit un traitement symptomatique. Au bout de quelques jours et devant la persistance de céphalées intenses, Mme L... se résout à la ponction. Celle-ci, en date du 9 septembre 1959, donne les

résultats suivants : liquide eau de roche, 118 hématies et 56 globules blancs par mm^3 (dont 82 % de polynucléaires et 18 % de lymphocytes), enfin 0,18 g. d'albumine par litre.

Le 14, une nouvelle ponction lombaire est pratiquée. Pour un résultat à peu près superposable, elle offre à considérer un élément imprévu, des Acariens (environ deux ou trois pour toute la cellule de Nageotte). Le 21 septembre et, encore une fois, le 5 décembre, les Arthropodes sont retrouvés (un Acarien par mm^3 environ). Le Laboratoire du D^r P. Aboudaram adresse ce dernier prélèvement au P^r H. Harant, au *Laboratoire d'Histoire naturelle médicale* de la Faculté de Médecine de Montpellier. Nous reviendrons plus loin sur l'étude de ce liquide et sur les découvertes intéressantes qu'elle a permises.

A partir de cette date, l'état de la malade va en s'améliorant régulièrement et une nouvelle exploration rachidienne, le 12 janvier 1960, est négative. A ce moment-là, les éléments blancs sont tombés à 6 par mm^3 et l'albumine à 0,10 g. La tension artérielle, à l'origine de 17/10, était même descendue à 15/9.

Mme L... a été revue depuis à plusieurs occasions, en mars pour l'ablation d'un kyste sébacé infecté du cuir chevelu, et en juillet pour une ponction lombaire de contrôle qui s'avère encore absolument normale.

En résumé, trois ponctions lombaires, pratiquées à une semaine, puis deux semaines d'intervalle, déconcertent les microscopistes par la présence de nombreux « Sarcoptes ». Il a été vérifié que la malade ne présentait pas de gale cutanée et que le matériel du médecin traitant était indemne de « parasites ». Le liquide céphalo-rachidien, auquel on a ajouté quelques gouttes de formol, parvient à Montpellier pour expertise.

Malgré les garanties prises plus haut, l'introduction accidentelle est immédiatement évoquée. Il ne fait aucun doute que ces pseudo-parasites devaient se trouver sur le coton ou dans la lumière de l'aiguille ! Le fait en soi-même n'a rien d'étonnant puisque les Acariens, grâce à leur faible taille, peuvent entrer dans des tubes, même soigneusement bouchés au coton. D'après K. Samsinak, on a pu trouver *Tyrophagus putrescentiae* dans des cultures de bactéries à l'Institut de Biologie de Prague.

Les aiguilles, laissées un long moment après la stérilisation, peuvent très bien avoir pu être contaminées. Malgré la répétition de l'incident, il n'y a vraisemblablement pas eu inoculation des Arthropodes, mais seulement leur entraînement par le liquide sortant des aiguilles provenant d'un même lot. La découverte, non pas d'une espèce, mais bien de deux espèces, dont l'une franchement saprophyte, devait emporter notre conviction. Nous allons même jusqu'à

penser, avec H. Harant, qu'à l'exception de quelques acariases respiratoires, contractées par inhalation, il n'existe aucun cas authentique de détermination viscérale confirmée.

Le liquide céphalo-rachidien étudié nous a montré plusieurs nymphes de Tarsonèmes à des stades différents et une deutonymphe du genre *Suidasia*.

Tarsonemus hominis (Dahl).

Le genre, non complètement recensé, comporte un grand nombre d'espèces vivant sur des végétaux divers, principalement exotiques (riz, thé, canne à sucre, ananas, etc...).

T. hominis, cosmopolite, se rencontre fréquemment dans les fleurs de *Verbascum* et est considéré comme un hôte domestique commun. Il existerait avec une particulière abondance dans le chocolat. Dans des circonstances que nous connaissons mal, cet Acarien est susceptible de devenir un ectoparasite sous la peau des Mammifères et à la base des plumes de divers Oiseaux, spécialement des prédateurs.

Dahl, son découvreur, en 1910, et Saul l'ont trouvé dans des néoplasies humaines et animales, Blanc et Rollet (1910) dans les urines d'un malade présentant une cystite, et Carnegie Dickson (1920) dans les pièces d'autopsie d'un sujet décédé avec un gros foie et une polyadénopathie diffuse. Les urologues, avec Mackensie (1922), lui ont accordé une certaine constance dans un syndrome qui comporte énurésie nocturne, parfois hématurie, élimination de débris noirâtres, et présence au microscope de cellules épithéliales, d'Acariens entiers ou de débris (fragments de cuticule, pattes, poils). Dans sept cas évoquant des symptômes de cystite grave, l'origine interne a été évoquée parce que « *les urines avaient été prélevées avec soin pour éliminer une contamination* ». Il convient de noter qu'à côté de *Tarsonemus hominis*, il a été rencontré souvent *Glyciphagus domesticus*.

Patton et Evans vont jusqu'à suggérer que les *Tarsonemoidea*, capables dans la nature de percer la tige des plantes, « *ont pu trouver leur chemin dans la vessie à travers la paroi rectale* ». Il n'est pas besoin d'insister sur le caractère fantaisiste de cette assertion quand il est si simple de penser que, chez des malades recevant des ponctions ou des sondages fréquents, les Acariens sont, ou bien introduits par intervention humaine involontaire, ou bien entraînés à l'extérieur s'ils étaient dans la lumière des instruments de petite chirurgie... Il n'est pas sûr d'ailleurs qu'ils puissent proliférer dans les liquides organiques. Il se trouve que c'est surtout dans la vessie

qu'ils peuvent être injectés par voie rétrograde, mais il manquait une observation d'Arthropodes dans le liquide céphalo-rachidien.

Suidasia sp.

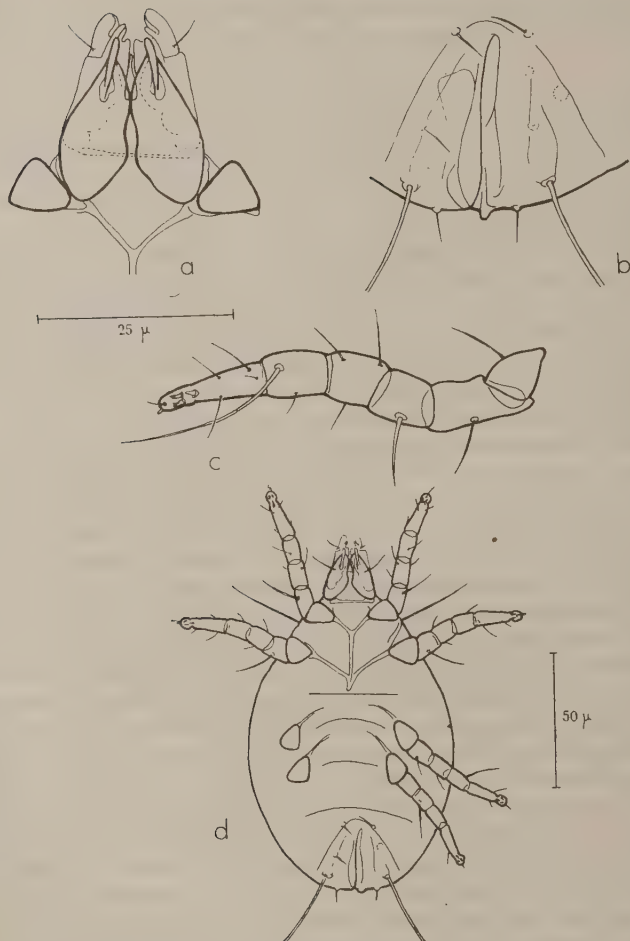
Plus encore que le précédent, ce genre est très mal connu ! Il a été créé en 1905 par A.-C. Oudemans avec *Suidasia pontifica*, trouvé dans les tuyaux des rémiges de *Araneus scolopaeus*, un Oiseau de la région néotropicale.

Très petits et n'excédant jamais 400 μ , les *Suidasia* sont de découverte rarissime et leur étude est tout à fait débutante. Comme ils ont à la fois des affinités avec les *Acarinæ* et les *Rhizoglyphinæ*, on a dû faire pour eux une sous-famille particulière, celle des *Suidasinæ*. Selon A.-A. Zachvatkin (1940), les *Acaridæ* comprendraient ainsi trois sous-familles : *Acarinæ* Ewing (= *Tyroglyphinæ* Zach), *Suidasinæ* Hughes et *Rhizoglyphinæ* Zach.

La détermination exacte des *Suidasia* est, dans l'état actuel de la science, pratiquement impossible. Les spécialistes eux-mêmes, tel Oudemans, font preuve de beaucoup d'hésitations. C'est ainsi que *Suidasia hamadryas* Vitzthum est devenu, un an après sa découverte : *Winterschmidtia hamadryas* Oudemans ; inversement, cet auteur avait décrit un *Aphelenia* qui fut ensuite ramené dans le genre *Suidasia* (c'était une nymphe ou peut-être même un mâle !)...

Les deux espèces, relativement les mieux connues du genre, sont *Suidasia medanensis* Oudemans et *S. nesbitti* Hughes. Jusqu'à présent, elles ont toujours été recueillies sur des matières organiques, jamais dans l'organisme de l'homme, ni des animaux. *S. medanensis*, trouvé dans un nid de *Xylocope* à Sumatra (Médan), n'a été revu que de rares fois, à notre connaissance, sur des cadavres d'Insectes à Porto-Rico, par I. Fox (1950), dans des cultures de *Trogoderma granarium* et sur des Pois importés du Nigéria, par A.-M. Hughes (1953). Mais, il s'avéra d'un entretien facile sur caséine à 22° avec humidité de 87 %. Il a pu être noté que l'évolution totale ne dure que 16-18 jours et que l'accouplement survient immédiatement après la dernière mue de la femelle. Quant à *S. nesbitti*, il a été décrit en 1949 par A.-M. Hughes dans une cargaison de farine de recoupe, en provenance d'Istamboul, et répartie entre Londres et Liverpool. Particulièrement abondant dans ce milieu, il semblait proliférer dans les conditions qui sont habituellement favorables à *Tyroglyphus farinæ*.

La deutonymphe isolée, qui a été trouvée dans le liquide céphalo-rachidien, mesure 125 μ . L'exemplaire monté, parfaitement identifiable quant au genre, est seulement dépourvu des pattes III et IV



Suidasia sp. trouvé dans un liquide céphalo-rachidien. *a*, région céphalique ; *b*, région anale ; *c*, deuxième patte droite (vue ventrale) ; *d*, la deutonymphe vue en totalité.

droites. Ses caractères s'accordent assez bien avec ceux de *Suidasia medanensis* ; la peau est finement ridée et non pas d'apparence écailleuse comme celle de *S. nesbitti*. Toutefois, nous ne pensons pouvoir nous prononcer catégoriquement sur sa diagnose, en présence d'un seul individu et dans un état immature.

Nous osons croire en tout cas que cette observation méritait d'être rapportée, d'une part parce qu'elle paraît faire justice des prétendues acariases de l'homme, d'autre part parce qu'elle apporte, à côté de la souillure secondaire presque classique par *Tarsonemus hominis*, la redécouverte parfaitement inopinée d'un *Acarinæ* saprophyte, connu de quelques rares régions chaudes du globe et appartenant au genre *Suidasia*.

RÉSUMÉ

Les auteurs rapportent une curieuse observation d'Acariens dans le liquide céphalo-rachidien chez une femme au Maroc. La souillure des aiguilles de ponction est certaine, malgré l'asepsie et les précautions habituellement prises. A trois reprises, le laboratoire de Casablanca retrouve ces Acariens (environ un par mm³). Deux genres sont déterminés : d'une part, *Tarsonemus*, presque classique, connu dans divers cas de pseudo-parasitisme ; d'autre part, *Suidasia*. Pour ce dernier, il s'agit d'une redécouverte parfaitement inopinée, car c'est un saprophyte des régions chaudes du globe qui n'a fait l'objet que de très rares observations.

SUMMARY

The authors relate an odd observation of Mites in the spinal fluid of a female patient in Morocco. The contamination of needles of lumbar puncture is certain in spite of asepsy and usual precautions. Three times successively, the laboratory in Casablanca find *Acarina* (about one by ml). Two genus are ascertained : *Tarsonemus*, almost classic, known by different cases of pseudo-parasitism, and *Suidasia*. For the latter, the rediscovery is at least unexpected, because this Mite is a saprophyte of hot parts of the world and it was observed only at few occasions.

BIBLIOGRAPHIE SOMMAIRE

(ne faisant état que des noms d'auteurs mentionnés dans le texte)

- BLANC (G.) et ROLLET (R.), 1910. — De la présence chez l'homme de *Tarsonemus hominis* Dahl. *C.R. Soc. Biol. Paris*, 69 (28), 233-235.
CARNEGIE DICKSON (W. E.), 1921. — Mites as internal parasites of man. *Journ. Tropic. Med. and Hyg.*, 24 (3), 25-27.

- DAHL (F. T.), 1910. — Milben als Erzeuger von Zellwucherungen. *Centralbl. Bakteriol.*, I abt. 53 (5), 524-533.
- FOX (I.), 1950. — A new tyroglyphid mite from Puerto Rico. *Proc. Biol. Soc. Wash.*, 63, 205-208.
- HIRST (A. S.), 1922. — Report on the mite (*Tarsonemus floricolus* Canestrini and Fanzago) found by Lt.-Col. J. Mackensie, R.A.M.C., in human urine. *Journ. Roy. Arm. Med. Corps*, 39 (5), 344-346.
- HUGHES (A. M.), 1949. — A new tyroglyphid mite, *Suidasia nesbitti*, sp. n. *Proc. Zool. Soc. Lond.*, 118, 543-552.
- 1950. — On *Suidasia medanensis* Oudemans (Acaridiae), a mite new to Great Britain. *Proc. Zool. Soc. Lond.*, 125, 41-47.
- MACKENSIE (J.), 1922. — Endoparasitic acari as a cause of urinary diseases. With notes on several cases. *Journ. Roy. Med. Corps*, 39 (5), 339-343.
- OUDEMANS (A. C.), 1905. — Acarologische Aanteekeningen. *Ent. Ber.*, 1, 209.
- 1924. — Acarologische Aanteekeningen. *Ent. Ber.*, 6, 320.
- PATTON (W. S.) et EVANS (A. M.), 1939. — Insects, ticks, mites and venomous animals of medical and veterinary importance. Part. I: medical. *Edit. H. R. Grubb Ltd*, Croydon, 786 p., 374 fig.
- SAUL (E.), 1910. — Milben in Geschwülsten. *Deutsch. Med. Wchnschr.*, 36 (7), 338.
- ZACHVATKIN (A. A.), 1940. — Acariens Tyroglyphoïdes. *Edit. de l'Acad. des Sciences de l'U.R.S.S.*, Moscou, 474 p.

*Laboratoires de Phytopathologie de l'Institut de Biologie de Prague
(Tchécoslovaquie) et d'Histoire naturelle médicale
de la Faculté de Médecine de Montpellier*

CONTRIBUTION A L'ETUDE DES NYCTERIBIIDAE
ET DES STREBLIDAE (DIPTERA, PUPIPARA) DE TUNISIE

Par Claude VERMEIL

Le D^r Deleuil et M. Labbe ont bien voulu nous communiquer une petite collection de parasites recueillis sur les chauves-souris dont ils ont étudié la répartition en Tunisie, du mois de décembre 1954 au mois de février 1955.

Ce matériel comprend 27 exemplaires de Diptères Pupipares qui font l'objet de cette note. Les Diptères de cette collection ont été pour la plupart attribués à un ou plusieurs hôtes bien définis, mais il n'a pas été fait mention du lieu de capture (sauf pour un hôte capturé d'ailleurs en dehors de cette série de prospections) ; aussi sera-t-il rappelé les points explorés pendant cette période, intéressant les hôtes de nos Pupipares :

- grotte d'El-Haouaria (Cap Bon), avec une majorité de *Myotis myotis oxygnathus* Monticelli (selon la nomenclature adoptée par les deux auteurs), de très nombreux *Miniopterus schreibersii* Kuhl ; les salles de capture étaient à 25° C. ;
- galerie de mine du Djebel Bou-Kornine (au Sud-Est), avec seulement *Rhinolophus ferrum-equinum* Schreiber (que les auteurs supposent être *Rhinolophus ferrum-equinum* Cabrera) ;
- galerie de mine au Sud du Djebel Ressay, avec de nombreux *Myotis*, de rares *Rhinolophus* ;
- une citerne dans les ruines d'Utique, avec de nombreux *Myotis*, de rares *Miniopterus* ; la température était là de 14° C. ;
- galerie de mine à El-Akhouat, près de Gafour, avec quelques *Myotis* et *Rhinolophus* ; la température était là de 15 et 19°5 C. ;
- grotte entre Testour et El-Aroussa, avec des *Myotis* dans une atmosphère très humide et chaude ;
- grotte près du Djebel Abiod, dans les Nefzas, avec des *Myotis* ;
- grotte du Djebel Zaghouan, avec *Myotis* et *Rhinolophus*.

Toutes ces stations se trouvent dans la partie septentrionale de la Tunisie, et c'est vraisemblablement à partir des deux premières que nous sont venus nos Pupipares.

A notre connaissance, sept espèces de *Nycteribiidæ* et de *Strebliidæ* ont été signalées en Tunisie :

- Penicillidia conspicua* Speiser ;
- Penicillidia dufourii* Westwood ;
- Nycteribia vexata vexata* Westwood ;
- Nycteribia pedicularia* Latreille ;
- Nycteribia latreillii* Leach ;
- Nycteribia schmidlii* Schiner ;
- Nycteribosca kollari* Frauenfeld.

Si, parmi les données publiées par Falcoz et par Jobling, il ne nous a pas été possible de retrouver des précisions quant aux conditions de récolte du matériel d'origine tunisienne, nous rappelons par contre les indications citées dans les travaux de Karaman. S'il n'est question que de la Tunisie en général, par contre les hôtes sont mentionnés :

N. latreillii a été recueilli sur *Myotis*, *Miniopterus* et *Rhinolophus euryale* Blasius (ce dernier est signalé par Deleuil et Labbe à El-Haouaria et à Testour) ; *N. pedicularia* sur *Myotis* ; *N. schmidlii* sur *Myotis* et *Miniopterus* ; *N. vexata vexata* sur *Myotis* et *R. euryale* ; *P. conspicua* sur *Miniopterus* et *Myotis* ; *P. dufourii* sur *Myotis*.

Les collections étudiées par Karaman remontent à la fin du siècle dernier.

Nous n'avons pas retrouvé dans la collection qui nous a été confiée toutes les espèces déjà signalées, mais par contre nous pouvons en signaler une nouvelle pour ce pays. Nous avons non seulement déterminé les exemplaires qui nous étaient proposés, mais nous avons aussi essayé d'enregistrer le plus possible de variations au sein de chaque espèce, pensant être utile aux études de « morphogéographie » dont l'importance actuelle n'est plus contestée.

I. NYCTERIBIIDÆ

PENICILLIDIA CONSPICUA Speiser 1900.

1 femelle sur *Myotis*.

Notons sur cet exemplaire cinq rangées de soies entre les deux yeux ; la rangée de soies du bord antéro-ventral de la tête commence à une courte distance du groupe de soies situées entre les yeux. La

partie effilée de la trompe est nettement plus courte que la partie bulbeuse qui est, elle, conique. Il existe cinq soies notopleurales à gauche, quatre à droite.

Le tergite 1 porte à son « apex postérieur » trois épines ; les petites épines situées sur la ligne médiane de ce tergite n'affectent que la moitié antérieure de cette ligne. Il n'y a pas de lacune médiane dans la rangée des épines du ctenidium du sternite 1 + 2 ; de petites épines occupent toute la surface de ce sternite, sauf en son bord antérieur. La plaque génitale dorsale, typique dans son allure générale, présente les variations suivantes : il y a 18 soies le long du V, et il existe quatre soies aberrantes situées en surnombre dans les parties médio-latérales de la plaque. A la pointe du V, les soies se présentent sur deux rangées.

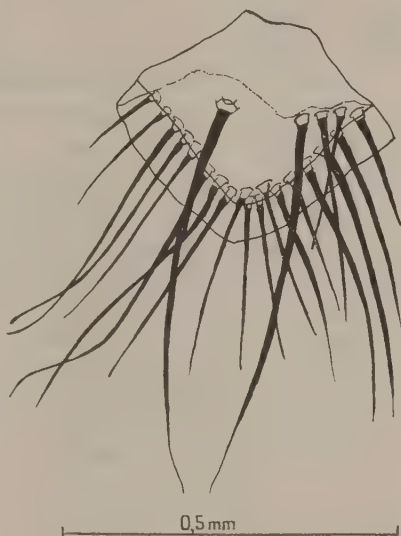


FIG. 1. — *Penicillidia conspicua*,
plaque génitale dorsale ♀

NYCTERIBIA VEXATA VEXATA Westwood 1835.

2 femelles et 1 mâle sur *Myotis*,
1 mâle sur hôte non précisé.

Les mâles présentent sept épines au bord postérieur du 5^e sternite.

L'appareil génital est conforme au type décrit par Theodor et Moscona ; seule, l'extrémité de l'aedeagus paraît sur nos exemplaires moins arrondie que ne le laisse voir le schéma de ces deux auteurs.

Les femelles présentent quelques petites épines au niveau du tergite 6, soit réduites au nombre de deux et situées au milieu du tergite, soit plus nombreuses et disséminées sur le 1/4 antérieur et le 1/4 postérieur du tergite.



FIG. 2. — *Nycteribia vexata*, plaque génitale dorsale ♀

Le sclérite poststigmatique abdominal est typique. La plaque génitale dorsale porte à son bord postérieur deux groupes d'épines courtes (20 à 24 μ), séparés par une concavité. Sur nos deux exemplaires, les groupes d'épines sont disséminables : trois à droite, deux à gauche.

NYCTERIBIA BIARTICULATA Hermann 1804.

- 1 femelle et 2 mâles sur *Myotis*,
- 1 femelle sur *Rhino. ferrum-equinum*, capturé à El-Haouaria en avril 1955,
- 1 femelle sur hôte non précisé.

Le 6^e tergite chez un des mâles est dépourvu de petites épines : il est « nu », mais, chez l'autre exemplaire, ce tergite présente quatre épines.

La plaque génitale dorsale des femelles est typique dans sa forme ; ses dimensions s'accordent avec celles que donnent Theodor et Moscona pour les exemplaires palestiniens : 0,17 mm. $\times$ 0,12-0,14 mm. ; le bord postérieur nettement bilobé porte deux groupes d'épines, faits d'un ou deux éléments.

Chez ces exemplaires tunisiens, les soies notopleurales antérieures sont particulièrement espacées, les soies postérieures vont se rapprochant de plus en plus : ce caractère très net permet d'apparenter encore ce matériel aux spécimens palestiniens décrits par Theodor et Moscona. Les soies notopleurales sont au nombre de 9 à 11.

N. biarticulata a été recueilli en Tunisie, non seulement sur *Rhinolophus*, auquel il est habituellement inféodé, mais aussi sur des vespertillons aux mœurs grégaires, comme cela a déjà été signalé ailleurs.

N. biarticulata est d'autre part, à notre connaissance, signalé pour la première fois en Tunisie.

NYCTERIBIA LATREILLII Leach 1817.

- 2 femelles et 4 mâles sur *Myotis*.
- 1 femelle sur hôte non précisé.



FIG. 3. — *Nycteribia biarticulata*, plaque génitale dorsale ♀

Nous nous sommes plus particulièrement attaché à l'étude de cette espèce, car Karaman a fait, des exemplaires tunisiens qu'il avait étudiés (29 mâles et 27 femelles sur trois hôtes différents), une sous-espèce : *Listropodia latreillii africana*, caractérisée par une taille inférieure aux exemplaires européens, ainsi que par la présence d'une « bosse » au niveau de la crête ventrale des paramères, avant l'extrémité de cette pièce. Mais Theodor et Moscona estiment que ces données s'inscrivent dans les variations normales de l'espèce — l'observation de deux mâles originaires du Maroc les a confirmés dans leur opinion —, et qu'il ne convient pas de retenir cette sous-espèce.

Par l'étude poussée de 13 spécimens capturés en Algérie et au Maroc, Aellen en arrive à semblable opinion, ne notant que de très faibles variations par rapport aux spécimens européens, et conclut qu'il ne lui paraît pas justifié de retenir la sous-espèce *africana* ; mais celle-ci, pour cet auteur, pourrait être retenue dans le cas d'une nomenclature quadrinomiale.

Nos propres observations vont nous permettre de confirmer d'une part Theodor et Moscona, d'autre part Aellen.

Taille (du bord antérieur du prothorax au bord postérieur du dernier segment abdominal) : femelles : 3 à 3,1 mm. ; mâles : 2,5 à 2,7 mm.

Les soies notopleurales sont au nombre de 7 à 10.

Chez les femelles, le 2^e tergite présente peu de petites épines médianes ; au bord postérieur du 6^e tergite, les deux longues soies médianes ménagent entre elles un espace qui peut être soit lacunaire, soit pourvu d'une ou trois épines. Le sclérite poststigmatique abdominal présente quatre ou cinq soies de taille décroissante. Les plaques latérales des sternites 5 et 6 sont peu apparentes ; les épines et les soies du bord postérieur du 7^e sternite sont brunes et épaisses, surtout au niveau de la partie médiane du bord. La plaque génitale dorsale est typique avec ses angles latéraux tronqués et bien chitinisés ; selon les exemplaires, elle présente de 7 à 11 épines, fortes et courtes (7, 9 et 11), avec quelquefois une épine plus petite, surnuméraire, située antérieurement par rapport à la rangée des grosses épines. La plaque génitale ventrale est large, elle mesure un peu moins de la moitié de la largeur de la plaque génitale dorsale.

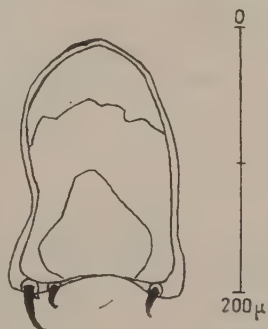


FIG. 4. — *Nycteribia latreillii* ♂, extrém. des paramères

Chez les mâles, les petites soies latérales du 6^e tergite peuvent manquer ou être réduites à l'unité. Les paramères présentent bien une petite saillie anguleuse sur la crête ventrale, proche de l'extrémité de cette pièce, mais elle ne représente qu'une très faible variation par rapport au schéma type de Theodor et Moscona. A ce détail près, tout est semblable au génitalia type.

NYCTERIBIA SCHMIDLII Schiner 1853.

1 femelle sur *Myotis*.

Très proche du type tel qu'il est décrit par Théodor et Moscona. La seule variation que nous puissions relever concerne la surface du 3^e tergite, qui n'est couverte de petites épines que sur les 3/4 antérieurs ; ces épines n'atteignent pas le niveau du bord postérieur de ce tergite elliptique.

II. STREBLIDAE

NYCTERIBOSCA KOLLARI Frauenfeld 1855.

1 femelle et 1 mâle sur *Miniopterus*,

1 femelle sur *Rhinolophus ferrum-equinum*, capturé à El-Haouaria en avril 1955,

1 femelle et 5 mâles sur hôte non précisé.

C'est à partir de ce matériel que nous trouvons le moins de variations par rapport au type décrit et catalogué selon les critères indiqués par Théodor et Moscona : rien de valable au niveau des ailes et des appareils génitaux.

Notons, toutefois, que la partie bulbeuse de la trompe est légèrement ovale chez certains spécimens. Le postvertex porte généralement huit soies.

Le bord postérieur du 2^e sternite chez les mâles forme un angle très ouvert, ce bord est pratiquement droit.

RÉSUMÉ

Nous avons trouvé, dans la collection de MM. Deleuil et Labbe, cinq espèces sur les sept déjà signalées de *Nycteribiidæ* et de *Streblidæ*, parasites de Chiroptères en Tunisie, c'est-à-dire : *Penicillidia conspicua*, *Nycteribia vexata vexata*, *Nycteribia latreillii*, *Nycteribia schmidlii*, *Nycteribosca kollari*. *Nycteribia biarticulata* paraît bien être une nouvelle espèce pour ce pays. Nous avons indiqué les va-

riations, principalement chætotaxiques, observées sur ce matériel. Confirmant Theodor et Moscona, il ne nous semble pas qu'il faille retenir la sous-espèce *africana* de *N. latreillii* proposée par Karaman.

Nous remercions bien vivement le Dr V. Aellen, du Muséum d'Histoire Naturelle de Genève, des précieux renseignements bibliographiques qu'il nous a si aimablement communiqués.

BIBLIOGRAPHIE

- AELLEN (V.), 1951. — Contribution à la connaissance des Diptères Pupipares du Maroc. *Bull. Soc. Sc. Nat. Maroc*, 31, 149-152.
- 1955. — Etude d'une collection de *Nycteribiidæ* et de *Streblidæ* (Dipt. Pupip.) de la région paléarctique occidentale, particulièrement de la Suisse. *Bull. Soc. Neuchât Sc. Nat.*, 78, 1-104.
- 1959. — Contribution à l'étude de la faune d'Afghanistan, 21. Diptères Pupipares de Chiroptères. *Revue Suisse de Zoologie*, 66, 555-567.
- DELEUIL (R.) et LABBÉ (A.), 1954-1955. — Contribution à l'étude des chauves-souris de Tunisie. *Bull. Soc. Sc. Nat. Tunisie*, 8, 39-55.
- FALCOZ (L.), 1924. — Diptères Pupipares du Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris. *Bull. Mus. Hist. Nat.*, 223-230, 309-315, 386-389.
- *Faune de France*, Diptères Pupipares, P. Lechevalier, Paris, 1926.
- 1931. — Matériaux pour la connaissance des Diptères Pupipares. *Parasitology*, 23, 264-269.
- JOBLING (B.), 1934. — A revision of the genus *Nycteribosca* Speiser (Diptera Pupipara, Streblidæ). *Parasitology*, 26, 64-97.
- 1939. — On the Africa Streblidæ (Diptera, Acalypteræ) including the morphology of the genus *Ascodipteron* Adens., and a description of a new species. *Parasitology*, 31, 147-165.
- KARAMAN (Z. V.), 1939. — Beitrag zur Kenntnis der Nycteribien II. *Ann. Mus. Serb. Merid.*, 1, 31-44.
- THEODOR (O.) et MOSCANA (A.), 1954. — On Bat Parasites in Palestine. *Parasitology*, 44, 157-345.

Institut de Parasitologie (Directeur : Professeur J. CALLOT)
Faculté de Médecine de Strasbourg

DEUX *CERATOPOGONIDAE* NOUVEAUX POUR LA FRANCE :
CULICOIDES SEMIMACULATUS CLASTRIER
ET *CULICOIDES TRUNCORUM* EDWARDS

Par Michel KREMER

L'étude des gîtes larvaires à *Culicoides* nous a montré l'existence dans les Vosges de deux espèces nouvelles pour la France :

CULICOIDES SEMIMACULATUS Clastrier 1958

L'aile de cette espèce est apparentée à celles des espèces du groupe *fascipennis* ; elle présente des taches claires de chaque côté des cellules radiales, dans la cellule cubitale et anale, mais il n'y a pas de taches dans la partie distale.

La femelle se distingue de *C. subfascipennis* par sa taille plus petite et son scutum sans ornements, et de *C. cubitalis* par sa taille plus petite et l'extension moins importante des taches de l'aile.

Le mâle présente un hypopygium typique et très différent de ceux des espèces européennes. Clastrier indique la diagnose différentielle des espèces africaines et américaines voisines. L'ædeagus a des bords parallèles délimitant une gouttière ; ses bras portent de chaque côté un appendice « en forme d'oreille de cheval » (Clastrier). Les apodèmes ventraux ont la forme de chaussures à pointe fine et à talon postérieur allongé. Les paramères se terminent par une pince à six ou sept dents, et un lobe important est situé à la hauteur de leur milieu.

Les exemplaires de *C. semimaculatus* sont éclos de terreau noir prélevé dans un trou de hêtre le 7 janvier 1960 à Hasslach (Bas-Rhin). Une partie du terreau conservée en bocal a donné naissance à un mâle et une femelle le 20 février (n° B 49). Une partie du terreau a été stérilisée, puis les larves de *Culicoides*, prélevées au préalable, y ont été réintroduites le 12 janvier. Ce milieu (n° C 49) a donné naissance à cinq femelles et quatre mâles entre le 29 mars et le 11 avril.

Du même gîte sont éclos des *Culicoides obsoletus* et *truncorum*.

CULICOIDES TRUNCORUM Edwards 1939

La partie distale des ailes de cette espèce est tachée, mais ces taches sont difficiles à distinguer en lumière directe. La deuxième cellule radiale n'est pas touchée par la tache claire qui lui fait suite. Cette espèce est donc très proche de celles du groupe *odibilis*.

La femelle se distingue de *C. odibilis*, *C. duddingstoni*, *C. salinarius* et *C. circumscriptus* par son scutum sans ornements, de *C. pictipennis* par sa deuxième cellule radiale entièrement sombre. L'aile est très voisine de celle de *C. simulator* ; toutes deux ne présentent pas de tache claire à la base de la fourche M et diffèrent par là de *C. maritimus* et des espèces précédentes (selon Kettle et Lawson).

Pour le mâle, la diagnose est facile : les caractères de l'aile associés à un hypopygium typique. Les apodèmes du tergite sont courts, son bord postérieur est peu entaillé. Le corps de l'ædeagus a des bords parallèles et rapprochés ; l'extrémité des paramères est abondamment poilue.



Culicoides truncorum Edw.
Apodème ventral (ventral root);
a, variété A ; b, variété B

La forme de l'apodème ventral du coxite permet de distinguer deux variétés : une variété A présente une forme en chaussure avec un talon postérieur important ; la variété B ne présente pas ce talon. Dans la première variété, le corps de l'ædeagus est souvent un peu plus épais.

Nous avons obtenu *C. truncorum* à partir des gîtes suivants :

A) En association avec *C. semimaculatus*, dans les prélèvements B 49 et C 49. Le premier a donné quatre femelles et deux mâles le 13 février, le deuxième un mâle et une femelle le 20 février, et une femelle le 23 février.

B) Prairie marécageuse du bord du Magel (Grendelbruch, Bas-Rhin), irriguée par de nombreux petits ruisseaux, très ensoleillée. Le pH du sol est 5,2. Plusieurs prélèvements ont été effectués :

1. prélèvement du 24 mars (n° B 77) : un mâle (variété A, le 25 mai ; en association : *C. cubitalis* Edw. (synonyme : *C. subfascipennis* var. *analys* Kief.) ;

2. prélèvement du 3 avril (n° B 97) : un mâle le 28 avril et deux femelles (?) le 27 mai ; en association : *C. cubitalis* et des Cératopogonidés des groupes *Palpomyia* et *Stilobezzia*.

C) Trou de hêtre à Gresswiller, terreau prélevé le 21 avril (n° B 94) : un mâle est éclos le 10 mai ; en association : *C. cubitalis*.

D) A Grendelbruch, le long d'un torrent de montagne, prélèvement de matières végétales en décomposition le 18 mai. Ce milieu (n° B 99) a un pH de 5,2. Un mâle (variété A) et trois femelles sont éclos entre le 16 et le 23 juin ; en association : *C. impunctatus*, *C. cubitalis* et des Chironomes.

RÉSUMÉ

Nous signalons l'existence en France de *C. semimaculatus* et *C. truncorum*. Le premier a été décrit d'Algérie par Clastrier et présente un hypopygium caractéristique et fort différent de ceux des *Culicoides* d'Europe. Le second, décrit par Edwards d'Angleterre, n'a pas, à notre connaissance, été retrouvé jusqu'à présent sur le continent.

BIBLIOGRAPHIE

- CLASTRIER (J.), 1957. — Notes sur les Cératopogonidés. II. Quelques Culicoïdes d'Algérie à ailes tachetées. *Arch. Inst. Past. Alg.*, XXXV, p. 404-444.
 1958. — Notes sur les Cératopogonidés. III. *Culicoides semimaculatus* n. sp. d'Algérie. *Arch. Inst. Past. Alg.*, XXXVI, p. 55-60.
 EDWARDS (F. W.), in *British blood sucking-flies*, par EDWARDS (F. W.), OLDROYD (H.) et SMART (J.), 1939. — British Museum (Natural history).
 KETTLE (D. S.) et LAWSON (J. W. H.), 1955. — Description of two species of *Culicoides* Latreille (Diptera : Ceratopogonidæ) new to science. *Proc. R. Ent. Soc. Lond. (B)*, 24, p. 37-47.
 KIEFFER (J. J.), 1925. — Diptères (Nématocères piqueurs) : Chironomidæ Ceratopogoninæ. *Faune de France*, 11, P. Lechevalier éd., Paris.

Institut de Parasitologie (Directeur ; Professeur J. CALLOT)
Faculté de Médecine de Strasbourg

REVUE CRITIQUE

SUR LA PRIORITÉ DE LA DÉCOUVERTE DES BABÉSIES

Classification et terminologie

Par G. DINULESCU et Mircea BABÈS

Actuellement, la nomenclature des Hémosporidies transmises par les Ixodidés, ainsi que celle des maladies produites chez les Mammifères, font l'objet d'une controverse. Quelques auteurs les appellent Piroplasmes et Piroplasmoses, d'autres Babésies et Babésioses. L'origine de cette controverse doit être recherchée dans la nomenclature injuste établie par des auteurs qui n'ont pas le mérite de la découverte des premières Hémosporidies.

Victor Babès est celui qui, en 1888 et 1892, a découvert les premières espèces de ces Hémosporidies, et c'est Starcovici, le collaborateur de Babès, qui, en 1893, leur a donné le nom de Babésies (genre *Babesia*). Les auteurs qui ont décrit ultérieurement d'autres espèces leur ont donné, en 1889, le nom de *Pyrosoma*, puis, en 1895, celui de *Piroplasma*, obligeant ainsi la science à adopter les mêmes désignations pour les espèces découvertes et décrites par Babès. C'est ainsi qu'on en est arrivé à ce que certains auteurs les appellent communément Piroplasmes et Piroplasmoses, au lieu de Babésies et Babésioses.

Les premières Hémosporidies chez les Bovidés et les moutons ayant été découvertes par V. Babès et ses collaborateurs, la science ne saurait adopter en cette matière qu'une seule attitude, celle de démontrer, sur la base des données historiques et des règles de la nomenclature scientifique internationale, la validité de la nomenclature qui accorde à Babès la priorité pour la découverte et l'identification des premières Babésies.

Historique

En Roumanie, dès la moitié du siècle passé, une maladie des animaux, se manifestant par l'urine sanguinolente, a été signalée ; les vétérinaires la confondirent tantôt avec la peste bovine, tantôt avec l'anthrax. C'est le médecin vétérinaire Măgureanu (1) qui, le premier, en 1884, publia la description de cette maladie. Vers 1888, cette épizootie ayant ravagé dans la plaine du Danube jusqu'à 50.000 animaux, le gouvernement roumain de l'époque nomma une commission dont firent partie V. Babès, ainsi que les médecins vétérinaires C. Starcovici, N. Mihăilescu et G. Gavrilesco, chargée d'étudier les moyens les plus efficaces pour combattre la maladie. Après des recherches effectuées aux endroits même où sévissait l'épizootie, V. Babès (2) découvrit dans les hématies, sur des frottis provenant des Bovidés malades, un germe qu'il désigna sous le nom de « *Hematococcus bovis* » Babès 1888, tout en désignant cette maladie du nom de « hémoglobininurie bactérienne du bœuf ». A la même époque, Babès a réussi à transmettre la maladie à des bœufs sains, en leur inoculant le sang des bœufs malades.

Ainsi, Babès, en 1888, a découvert la première espèce d'Hémosporidie de la série de celles produisant les hémosporidioses chez les Bovidés et les autres Mammifères, tant en Roumanie qu'en Europe et sur les autres continents.

D'ailleurs, Babès (3) a démontré que l'Hémosporidie découverte par lui devait être aussi l'agent de la fièvre du Texas et que l'hémosporidiose du bétail roumain rappelait la maladie du Texas. Il s'est exprimé en ces termes : « Nous basant sur la bonne description donnée par Billings, nous croyons qu'il est question de notre hémoglobininurie ou d'une variété de celle-ci », et « Billings n'a pas élucidé l'étiologie de la maladie du Texas ». Ce n'est qu'en 1889, donc une année plus tard, qu'aux Etats-Unis d'Amérique, Smith et Kilborne (4) ont décrit la fièvre du Texas chez les bœufs, en observant dans le sang des animaux malades un germe semblable à celui décrit par Babès, et en l'appelant *Pyrosoma bigeminum*. Ces auteurs ont apporté, outre une description plus approfondie de ces Hémosporidies, en montrant qu'elles sont plus longues que le rayon de l'hématie (grandes formes), la preuve expérimentale du rôle des Tiques dans la transmission de cette maladie.

En 1892, Babès (5), en découvrant un microorganisme semblable chez des moutons malades de « circeag », qu'il a nommé *Hematococcus ovis*, a apporté encore la preuve que ces Hémosporidies ne sont pas spécifiques des Bovidés, mais aussi d'autres espèces animales, indication précieuse qui a ouvert l'ère des vastes investiga-

tions entreprises ultérieurement par les chercheurs étrangers dans ce domaine.

Starcovici (6), en 1893, certainement en hommage à Babès, a donné à cette dernière Hémospordie le nom de *Babesia ovis*. Dans la description de ces parasites, Babès précise que leur longueur est inférieure à celle du rayon de l'hématie (petites formes).

En 1895, Patton (7) a décrit la maladie chez les Bovidés d'Afrique du Sud et, ayant trouvé que le nom de *Pyrosoma* appartenait déjà à certains Tuniciers, l'a changé en *Piroplasma bigeminum*.

Pendant la même année 1895, Bonôme donne au parasite le nom de *Amoebosporidium*, tandis que Vandolleck le désigne par celui de *Apiosoma*. Ultérieurement ont été décrites les autres Hémospordies des Bovidés, moutons, chevaux, pores, chiens, etc...

Classification et Nomenclature

L'identification de ces espèces a été suivie par leur classification en genre, famille et sous-ordre. Le premier genre n'a pas été établi d'après l'espèce décrite par Babès en 1888 (*Hematococcus*), mais d'après l'espèce décrite en 1889 par Smith et Kilborne (*Pyrosoma*), en lui appliquant toutefois le nom de *Piroplasma*, qui lui avait été attribué par Patton en 1895. L'attribution de ce nom n'a pas été logique, car on aurait pu adopter tout aussi bien le nom de *Amoebosporidium* (Bonôme) ou de *Apiosoma* (Vandolleck), datant de la même année que le nom de *Piroplasma*.

D'autre part, étant donné que Starcovici avait changé en 1893 le nom de l'Hémospordie décrite par Babès chez les moutons en 1892, *Hematococcus ovis*, en celui de *Babesia ovis*, il aurait été plus naturel d'adopter pour le genre respectif le nom de *Babesia* Starcovici, ainsi qu'il en a été décidé ultérieurement dans la Nomenclature zoologique des genres (Londres, 1899, vol. I, p. 379). Pour justifier l'adoption du nom de *Piroplasma*, on a invoqué les arguments suivants :

1) Dans la description des Hémospordies qu'il avait découvertes en 1888, Babès n'avait pas donné d'indications morphologiques suffisantes pour permettre de préciser leur position systématique (la grande ou la petite forme).

2) Le premier nom d'*Hematococcus* donné par Babès au parasite, et qui aurait eu la priorité, appartenait déjà à des Protozoaires Flagellés, décrits antérieurement sous le nom de *Haematococcus* Agarth 1820-1821 ou *Haematococcus* Morren 1844. De même, le nom de *Babesia*, donné ultérieurement, avait été lui aussi déjà

adopté antérieurement pour des Bactéries dénommées *Babesia xantopiretica* Trevisan 1889. Vu que Babès n'avait pas suffisamment précisé, lors de la description des premières Hémospories chez les Bovidés (1888), leurs caractères morphologiques, et que ceux-ci ont été fournis seulement lors de la description des Hémospories du mouton en 1892, certains auteurs ont été portés à adopter la priorité de Babès et le nom donné par Starcovici exclusivement pour ces dernières Hémospories (les petites formes).

Ces faits ont conduit des auteurs, comme Mesnil (1919) (8), Sergent et ses collaborateurs (1935) (9), Marcov (1936) (10) et Cernăianu en 1937, 1957-1958 (11 et 12), à accepter comme valable la priorité de Smith et Kilborne pour la description (non pour la découverte) des Hémospories de grandes formes chez les Bovidés, et à les désigner sous le nom de genre *Piroplasma* (donné par Patton). Ces mêmes auteurs, et d'autres encore qui ne reconnaissaient à Babès que la priorité de la découverte et de la description des Hémospories de petite forme chez les moutons, ont créé le sous-genre (ou genre) *Microbabesia* Sohns 1918 et *Babesiella* Mesnil 1919. Bien que, des deux noms, celui de *Microbabesia* ait eu la priorité, on adopta toutefois celui de *Babesiella*. A cet égard, Brumpt (13) écrit : « Ce genre (*Babesiella*), par l'application de la loi de priorité, devait être nommé *Microbabesia* Sohns ; toutefois, vu que son emploi a été généralisé, nous ne l'utilisons qu'à regret. »

Babès avait protesté dès 1903 (14) contre de pareilles prises de position en affirmant que : « Le nom de *Piroplasma* donné par Patton n'a aucun fondement. » De même, R. Elanchard (15), en 1904, déclare que : « La *Babesia bovis* (Babès 1888) est désignée d'habitude d'une manière erronée du nom de *Piroplasma bigeminum* Smith et Kilborne 1895. » D'ailleurs, R. Blanchard, en désignant par *Babesia bovis* les Hémospories des Bovidés, reconnaît la priorité et la justesse du nom de *Babesia*, tant pour l'espèce que pour le genre, nom que Blanchard a maintenu (inclusivement pour la position famille) dans tous ses travaux ultérieurs. Babès (16), dans la nécrologie qu'il prononça pour Blanchard en 1921, s'exprime de la manière suivante : « Moi, personnellement, ainsi que la science roumaine, nous devons être reconnaissants à R. Blanchard pour ses sentiments de justice et pour son esprit combatif, car j'ai trouvé en lui et chez ses élèves des défenseurs ardents de ma priorité et de celle de la science roumaine, pour la découverte des Babésies, contre mes adversaires allemands, américains et roumains. »

Ultérieurement, les Babésies ont été incorporées dans une famille devenue la famille des *Piroplasmidæ* Wenyon 1926, par les auteurs

ayant adopté le nom de *Piroplasma*, tandis que, pour ceux qui avaient adopté le nom de *Babesia*, elle est devenue la famille des *Babesiidæ* (Poche 1913).

Le nom de *Babesia* pour le genre et la famille a été adopté dans les principaux traités, ainsi que dans les travaux de spécialité des auteurs suivants : Pavlovski (1946) (17) et Dogiel (1947) (18), en U.R.S.S. ; P. Pavlov (1948) (19), en Bulgarie ; Regendanz (1932-1936) (20 et 21), en Allemagne ; Dutoit (1918) (22), Dupont (1932) (23), Neveu-Lemaire (1943) (24) (lequel ajoute que le genre *Babesia* a été dédié à Babès) et Curaçon (1943) (25), en France ; Ray et Idnani (1937-1938) (26 et 27), aux Indes ; Belding (1952) (28), aux U.S.A. ; Wenyon (1926) (29), Hornby (1934) (30), Dubney et Hudson (1941) (31), Jansen (1952) (32), Neitz et Stein (1943) (33), Neitz et Janson (1956) (34), Kraig et Faust (1953) (35), H. R. Siebold et W. S. Bayley (1957) (36), Faust et Russel (1957) (37), en Angleterre ; A. Kotlan et A. Babos (1955) (38), en Hongrie ; Renali E. Suarez, S. Gonzalès, G. Rake et L. W. Koerber (1958) (39), au Brésil.

De même, le mot de *Babesia* a été introduit dans le grand Dictionnaire encyclopédique de l'U.R.S.S., paru en 1950 (n° 4, p. 4), comme représentant « un genre de parasites du sang du sous-ordre des Piroplasmes ». C'est ainsi que les Hémosporidies et les hémosporidioses des Bovidés, des moutons, des chevaux, des porcs et des chiens, arrivent à être désignées communément comme des Babésies et des babésioses [E. Biocca (4)].

Jirovec et coll. (40), dans le traité « Parasitologie » (1953), mentionnent la famille des *Babesiidæ* avec les genres *Babesia* Starcovici 1893 (syn. *Piroplasma* Patton 1895) et *Babesiella mesnili* (1918), en ajoutant pour les maladies respectives « Babesiosis sin Piroplasmosis ».

Les arguments de ceux qui avaient adopté et gardent encore les noms de Piroplasmes et de piroplasmoses (genre *Piroplasma* et famille des *Piroplasmidæ*) perdent leur valeur devant la priorité historique tant de la découverte (1888) que du nom de *Babesia* (1892), et devant les faits démonstratifs suivants :

1) Des auteurs comme Neagu (1893), Wrijburg (1918) (cité par Cernăianu, 1957-1958), Brumpt (1921) (41) et Cernăianu (1957-1958), montrent qu'il ressort des dessins, ainsi que de la description des parasites publiés par Babès, que celui-ci avait vu les deux formes d'Hémosporidies (la grande et la petite forme), donc respectivement *Babesia bigemina* et *Babesiella bovis*. En ce sens, Cernăianu (1957) (v. I, p. 22), écrit ce qui suit : « On peut constater sur les

reproductions des parasites, ainsi que l'avait mentionné aussi Brumpt, que Babès avait observé tant *Piroplasma bigeminum* que *Babesiella bovis*, puisqu'on peut reconnaître assez bien les deux parasites. »

2) Le nom de *Babesia*, attribué antérieurement à des Bactéries, n'existe plus, puisque Bred-Murray et Hitchens, en 1948 (42), ont démontré sa synonymie avec le nom originaire et antérieur du Streptocoque de Rosenbach (1848).

En dehors de la classification comprenant les Babésies, les autres Hémospories, décrites ultérieurement, ont été classées comme suit : les polymorphes dans le genre *Theileria* et la famille des *Theileridæ*, et les Coccoides (Anaplasmoïdes), dans le genre *Anaplasma* et la famille des *Anaplasmidæ*. Ultérieurement, la plupart des auteurs ont placé ces Anaplasmes, à côté des Rickettsies, parmi les virus.

Pour toutes ces familles, on a créé le sous-ordre de *Piroplasmida* Wenyon 1926. Le nom erroné donné à ce sous-ordre a contribué à la diffusion de la dénomination générique, tout aussi erronée, de *Piroplasma*, attribuée aux parasites, et de piroplasmoses pour les maladies respectives.

Etant donné qu'il existe une priorité incontestée pour la découverte par V. Babès des premières espèces de la série des Hémospories, aussi bien chez les Bovidés que chez les moutons, et considérant que le nom de *Babesia* donné par Starcovici est scientifiquement valable pour les deux genres (grandes et petites formes), de même que celui de *Babesiidæ* attribué par Poche à la famille (première famille de la série de ces Hémospories), il est logique que le sous-ordre porte le nom de *Babesiida*.

La terminologie des unités systématiques se présente donc ainsi :
Sous-ordre des *Babesiida* (G. Dinulescu et M. Babès 1960).

Famille des *Babesiidæ* Poche 1913, avec les genres *Babesia* (Starcovici 1893) et *Babesiella* (Mesnil 1919), et famille des *Theileriidæ* Wenyon 1926, avec le genre *Theileria* Bettencourt, França et Borges 1907.

De sorte que les parasites et les maladies qu'ils déterminent doivent être désignés de manière courante sous le nom de Babésies et de babésioses.

RÉSUMÉ

Les auteurs présentent une analyse historique de la priorité de Victor Babès dans la découverte des premières Hémospordies chez le bœuf et le mouton, et, sur la base des règles de la Nomenclature internationale, ils démontrent :

1° La priorité incontestée de V. Babès dans la découverte en 1888 des premières Hémospordies ;

2° Le manque de validité de la nomenclature des unités systématiques et des entités correspondantes fondée sur l'appellation de *Piroplasma* (Patton 1895), et

3° La validité de la dénomination de *Babesia* Starcovici 1893.

En conséquence, les auteurs proposent l'adoption de la terminologie unique suivante :

a) pour les unités systématiques : sous-ordre *Babesiida* (G. Dinulescu et M. Babès 1960) ; famille *Babesiidae* Poche 1913, avec les genres *Babesia* Starcovici 1893 et *Babesiella* Mesnil 1919 ;

b) pour les agents pathogènes et les maladies respectives : les noms génériques de Babésies et de babésioses.

BIBLIOGRAPHIE

1. MĂGUREANU, 1884. — *Rapport du premier Congrès de Méd. et Méd. Vét. en Roumanie*, p. 319.
2. BABES (V.), 1888. — *C.R. Acad. Sc.*, Paris, v. 107, p. 692-694.
3. BABES (V.), 1888. — *Analele Inst. de Pat. si Bact.*, Bucaresti, P.I., p. 202.
4. SMITH si KILBORNE, 1893. — *Bull. U.S. Dep. Agric. An. Industr.*, n° 1, p. 67.
5. BABES (V.), 1892. — *C.R. des Séances de l'Acad. des Sc.*, p. 43.
6. STARCovICI (C.), 1893. — *Zentrbl. Bakt.*, v. 14, p. 28.
7. PATTON (W.), 1895. — *Amer. Natural*, v. 29, p. 498.
8. MESNIL (F.), 1919. — *Bull. Inst. Pasteur Paris*, v. 17, p. 196.
9. SERGENT (E.), DONATIEN (A.), PARROT (L.) et LESTOQUARD (F.), 1935. — *Journ. Comp. Path. and Therapie*, t. 48, p. 261-265.
10. MARCOV (A. A.), 1936. — *A. Off. Int. Epizoot.*, t. 2, p. 360-396.
11. CERNALIANU (C.), 1937. — *Arch. Roum. des Path. Exper.*, t. 10, p. 281-293.
12. *Ibid.*, 1957. — *Piroplasma si Piroplasmose*, édit. Acad. R.P.R., vol. I, 1958, v. II.
13. BRUMPT (E.), 1949. — *Précis de Parasitologie*, Paris, p. 525.
14. BABES (V.), 1903. — *Archiv für Schiffss. und Tropfen Hyg.*, v. , p. 29.
15. BLANCHARD (R.), 1904. — *Archives de Parasit.*, Paris, v. IX, p. 116.
16. BABES (V.), 1921. — *Anal. Acad. Rom.*, s. II, v. 39, p. 289.

17. PAVLOVSKI (E. N.), 1946. — *Rukevodostve Parazitologie Cioloveca*, Moscova.
18. DOGIEL (A. V.), 1947. — *Cours de Parasit. Gén.*, Léninegrad.
19. PAVLOV (P.), 1948. — *Ann. Acad. rurale « Gheorghii Dimitrov »*, Sofia, v. I, p. 7-92.
20. REGENDANZ (P.), 1932. — *Deutsch. Tierärztl. W. Schr.*, p. 75.
21. *Ibid.*, 1936. — *Zentralbl. Bakt.*, Jena I, Orig., t. 137, p. 132.
22. DUTOIT (J.-P.), 1918. — *Arch. f. Protistenkunde*, t. 39, p. 84.
23. DUPONT (O.), 1932. — *Réf. in Rec. Méd. Vét. Exot.*, Paris, t. V, p. 76-79.
24. NEVEU-LEMAIRE (M.), 1943. — *Traité de Protozoologie Méd. et Vét.*, Paris.
25. CURAÇON (D.), 1943. — *Protozoologie vétér. et comp.*, Paris, vol. I-II.
26. RAY (H. N.), 1938. — *Indian Journ. Vétér. Sci.*, v. 8, p. 183.
27. IDNANI (I. A.) et RAY (H. N.), 1943. — *Ibid.*, v. 13, p. 267-273.
28. BELDING (L. D.), 1952. — *Chemical Parasitology*, New-York.
29. WENYON (C. M.), 1926. — *Protozoology*, London, vol. I-II.
30. HORNBY (H. E.), 1935. — *Verh. 12 T. Intern. Tierärztliche Kongress*, t. 27, p. 732-733.
31. DUBNEY (R.) et HUDSON (I.), 1941. — *Annal. of. Trop. Med. a. Parasit.*, Liverpool, t. 35, p. 187-191.
32. JANSEN (B. C.), 1953. — *Ond. Journ. Vét. Res.*, t. 26, p. 175-182.
33. NEITZ (W. O.) et STEIN (H. P.), 1943. — *Journ. South. Afr. Vétér. Méd. Ass.*, t. 14, p. 39.
34. NEITZ (W. O.) et JANSEN (B. C.), 1956. — *Ond. Journ. Vétér. Res.*, t. 56, p. 7-18.
35. KRAIG (F. C.) et FAUST (C. E.), 1953. — *Clinical Parasitology*, Philadelphia.
36. SIEBOLD (H. R.) et BAYLEY (W. S.), 1957. — *Journ. Amér. Vétér. Ass.*, t. 130, n° 1, p. 46.
37. FAUST (C. E.) et RUSSEL (F. P.), 1957. — *Kraig and Faust. Clinical Parasitology*, London.
38. KOTLAN (A.) et BABOS (A.), 1955. — *Acta Vétér. Acad. Hungar.*, t. 5, p. 425-430.
39. RENALI (E.), SUAREZ, GONZALES (S.), RAKE (G.) et KOERBER (L. W.), 1958. — *Journ. Amér. Vétér. Méd. Ass.*, t. 132, p. 63-67.
40. JIROVEC (O.), WENIGK FOTT BOH, BARTOS (E.), WEISER (Jar.) et SMAREK-JUSEK (R.), 1953. — *Protozoologie Naklad Ceskoslov. Akad. Ved.*, Praha, p. 432-440.
41. BIOCCA (E.), 1957. — *Ceskoslov. Parasitol.*, v. 2, p. 37-44.
42. BRUMPT (E.), 1920. — *Bull. Soc. Path. Exot.*, Paris, t. XIII, p. 416-460.
43. BRED-MURAY et HITSCHENS (*cit. in Cernaianu*, 1957).
44. DINULESCU (B.) et NICULESCU (A.), 1960. — *Parasitologie clinique vétérinaire*, Bucarest, p. 70 (en roum.).

(Musée Pr Dr Victor Babès, Bucarest. R.P.R.).

NOTES ET INFORMATIONS

Dégénérescence des œufs d'*Hymenolepis nana* observée chez les personnes en voie de guérison spontanée

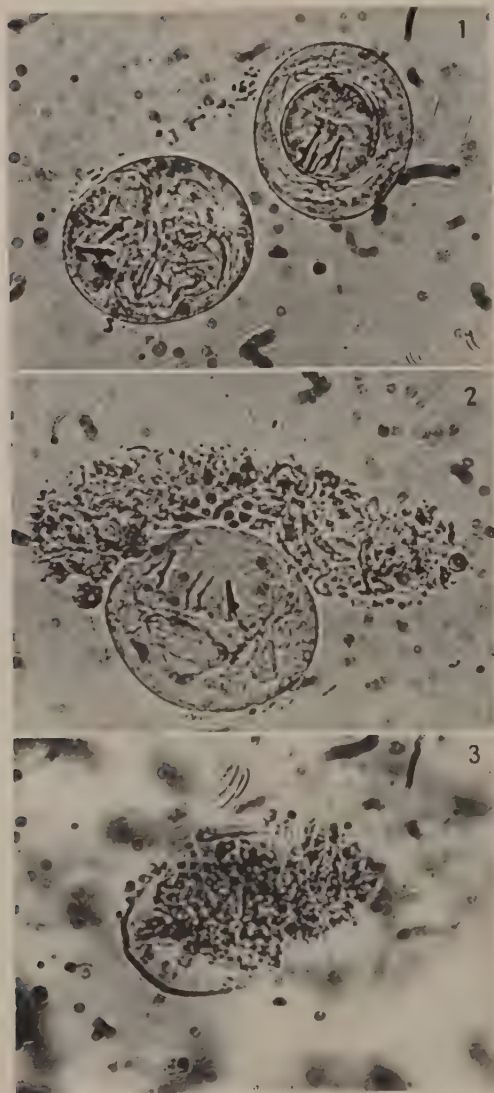
A l'occasion du contrôle copro-parasitologique d'un lot de 77 personnes infestées de parasites *H. nana*, j'ai observé, dans les examens effectués chez une partie de ces personnes, à côté de quelques œufs normaux, de nombreux œufs à différents stades de dégénérescence, comme on peut le voir dans les microphotos 1, 2 et 3 (p. 756).

Comme nous avons observé ces œufs dégradés chez des personnes qui, bien que n'ayant subi aucun traitement, ont évolué vers la guérison (vérifiée par quatre ou cinq contrôles), nous inclinons à croire que ces modifications morphologiques des œufs pourraient être le résultat de certains facteurs qui amènent la destruction du parasite et la dévitalisation des œufs.

Nous signalons ces observations, dont nous n'avons pas trouvé d'exemples semblables dans la littérature de spécialité que nous avons consultée. Nous considérons que ce qui nous préoccupe à présent, en liaison avec l'identification des facteurs qui mènent vers cette involution des œufs et à un pourcentage aussi important de guérisons spontanées (32 % de notre lot), mérite toute l'attention, puisqu'il est question éventuellement de nouvelles possibilités de combattre cette parasitose, si rebelle aux traitements connus jusqu'à présent.

I. GHERMAN.

(Institut d'Hygiène et de Santé Publique de Bucarest, Roumanie)



Complément de description

***d'Hymenolepis stelleræ* Deblock, Biguet et Capron, 1960**

(Cf. ces *Annales*, 1960, t. XXXV, p. 549)

L'autopsie de deux *Larus canus* L. nous a permis de récolter des exemplaires mûrs d'*H. stelleræ*. Nous sommes ainsi en mesure de compléter la fiche d'identification de ce Cestode :

La ponte ovulaire a lieu vers le 1.400^e anneau de la chaîne ; la coque de l'œuf (membrane interne) apparaît vers le 1.500^e ou 1.600^e anneau. Le Cestode entier possède 1.700 anneaux environ et mesure 15 cm.

Anneau gravide :

Taille : 900-1.000 μ de large $\times$ 200-300 μ de haut.

Poche du cirre, vésicule séminale externe, vagin et réceptacle séminal persistants.

Utérus emplissant la totalité de l'anneau, sacciforme, lobé, et contenant un très grand nombre d'œufs.

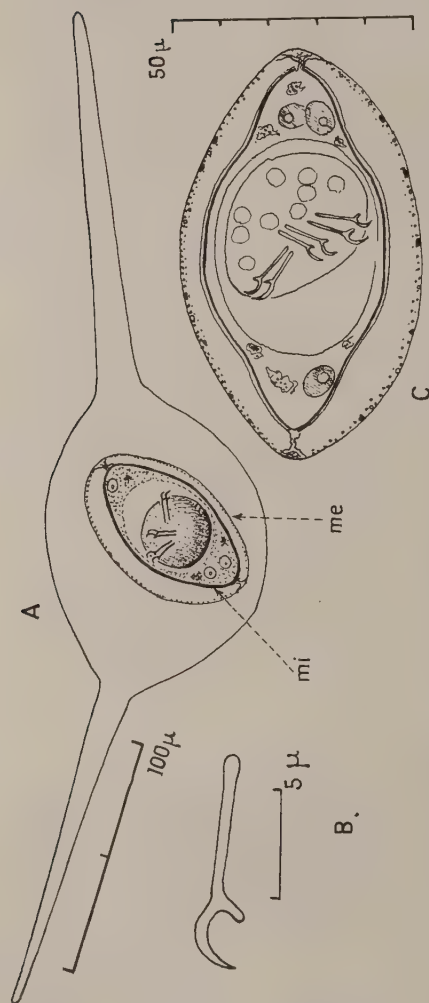
Œuf :

Formé de plusieurs membranes entourant l'embryon hexacanthé :

1° La membrane interne, légèrement épaissie, à double contour, non colorée ni colorable, est la seule bien apparente sur les préparations montées ; elle constitue la coque ovulaire résistante. Elle est ovulaire à la manière d'un ballon de rugby ou présente la forme de la figure 1 C.

2° La membrane externe est mince, à simple contour et régulièrement ovulaire ; elle est reliée par deux tortillons à chacun des pôles de la membrane précédente ; sa paroi interne est piquetée.

3° Une vaste enveloppe très mince et fragile présente deux longues expansions polaires diamétralement opposées. Si la deuxième membrane se devine sur les préparations montées au baume, la troisième est toujours invisible.



Oufs mûrs d'*H. stelloræ* : a) œuf complet ; m.i. : membrane interne ; m.e. : membrane externe ; b) crochet de l'embryon ; c) œufs des anneaux montés au baume.

	EMBRYON HEXACANTHE	CROCHETS	MEMBRANE INTERNE	MEMBRANE EXTERNE	ORNEMENT. CHORIALE
Préparations fixées :					
Longueur ...	23-25 μ	9-11,5 μ	60-70 μ	90-95 μ	invisible
Largeur ...	23-25 μ	2,5 μ	25-30 μ	60-80 μ	invisible
Moyennes ...	24 μ	10 μ (manche : 7 μ)	62 $\times$ 27	92 $\times$ 72	
Dilacération d'anneaux dans l'eau :					
Longueur ...	28-29 μ	...	60-83 μ	72-98 μ	400-470
Largeur ...	28-29 μ	.	37-39 μ	50-60 μ	93-150
Moyennes ...	28-28 μ		72 $\times$ 38	84 $\times$ 55	430 $\times$ 120

MENSURATIONS (EN MICRONS) DES ŒUFS D'*H. stelloræ*

FIXÉS ET À L'ÉTAT FRAIS

S. DEBLOCK.

(Laboratoire de Parasitologie, Faculté de Médecine de Lille.

Directeur : Pr J. BIGUET)

**Synonymie des genres *Amplificaecum* Baylis 1920
et *Orneoascaris* Skrjabin 1916**

Parmi les Nématodes récoltés par P.-H. Vercammen-Grandjean, dans l'intestin d'un *Bufo* sp., à Bukavu, nous avons déterminé un Cosmocercide, *Oxysomatium praeputiale* (Skrjabin 1916), et un Ascaride. Ce dernier correspond parfaitement à *Amplificaecum gedoelsti* (Yorke et Maplestone 1926).

Oxysomatium praeputiale ayant été décrit par Skrjabin (1916), chez un *Bufo*, en association avec un Ascaride : *Orneoascaris chrysanthemoides* n. sp., il nous a paru nécessaire de comparer cette dernière espèce et celle de Yorke et Maplestone, et nous avons pu nous convaincre de leur identité. Il semble que Skrjabin ait omis de décrire les interlabia de son espèce, dont il n'a figuré l'extrémité céphalique qu'en vue dorsale. Par ailleurs, l'ornementation cuticulaire en mosaïque qu'il décrit à la face ventrale de la bourse caudale représente selon toute vraisemblance un *artefact* dû à une fixation en extension incomplète. Nous pensons donc qu'*Amplificaecum gedoelsti* (Yorke et Maplestone 1926) ne diffère pas d'*Orneoascaris chrysanthemoides*, qui est parfaitement congénère de l'espèce type *Amplificaecum colurum* (Baylis 1919) ; par suite, ainsi que l'avait déjà suspecté Hartwich (1957), le genre *Amplificaecum* Baylis 1920 doit tomber en synonymie d'*Orneoascaris* Skrjabin 1916 et toutes les espèces citées ci-dessous doivent être placées dans le genre *Orneoascaris*.

Genre *Orneoascaris* Skrjabin 1916

Hôte type : *Orneoascaris chrysanthemoides* Skrjabin 1916.

Syn. : Ascaris involuta Gedoelst 1916

Ascaris bufonis Gedoelst 1916, nec Schrank 1788.

Amplificaecum gedoelsti Yorke et Maplestone 1926.

Amplificaecum causi, Thwaite 1926.

Amplificaecum involutum (Gedoelst 1916), Yorke et Maplestone.

Orneoascaris colurum (Baylis 1919),

Orneoascaris alatum (Baylis 1947),

Orneoascaris cacopi (Chatterji 1936),

Orneoascaris excavatum (Hsü et Hoepfli 1931),

Orneoascaris novempopillatum (Sandground 1933),

Orneoascaris numidicum (Seurat 1917) = *Amplificaecum brumpti* Khalil 1926,

Orneoascaris ranæ (Gupta S.P. 1959),

Orneoascaris schikhobalovi (Mosgovoy 1950),

Orneoascaris schoutedeni (Baylis 1940),

Orneoascaris varani (Baylis et Daubney 1922).

BIBLIOGRAPHIE

- BAYLIS (H. A.), 1920. — On the classification of the *Ascaridæ*. I. The systematic value of certain characters of the alimentary canal. *Parasitol.*, XII, 253-264.
- GEDOELST (L.), 1916. — Notes sur la faune parasitaire du Congo Belge. *Rev. Zool. Afric.*, Bruxelles, I, 1-90.
- HARTWICH (G.), 1957. — Zur Systematik der Nematoden. Superfamilie *Ascarioidea*. *Zool. Jahrbücher*, LXXXV, 211-252.
- SKRJABIN (K. I.), 1916. — Parasitic Trematodes and Nematodes collected by the expedition of Prof. V. Dogiel and I. Sokolow in British East Africa. *Sc. R. Zool. Exp. British East Africa and Uganda*, Prof. V. Dogiel and I. Sokolow in 1914, I, 99 pp.

LE VAN-HOA.

Quelques parasites de Coléoptères Ténébrionides d'Espagne

Un petit lot de Ténébrionides récoltés à Carthagène (province de Murcie, Espagne), du 25 au 31 août 1958, par notre Collègue et ami F. Español (Barcelone), et examinés au laboratoire en janvier 1959, s'avéra être très infesté, nous permettant d'observer les parasites suivants classés par hôtes :

1. *Blaps sulcata* Cast. ssp. *brachyura* Küster (1 ex.).

A) Un sporadin, d'un *Stylocephalus* sp. (*Eugregarina*, *Stylocephalidae*) dans l'intestin moyen.

B) Des *Canestriniidae* (Acariens, Sarcoptiformes) à la face inférieure du corps et principalement dans les articulations coxo-fémorales. Ces Acariens ont été envoyés pour étude à notre Collègue, le Dr M. Lavoipierre (Liverpool), qui a bien voulu nous préciser qu'il s'agissait d'une espèce inédite, dont il publiera prochainement la description.

2. *Akis acuminata* Fabr. (10 ex. dont 2 négatifs).

A) *Sphaerorhynchus ophioides* (A. Schneider) (*Eugregarina*, *Stylocephalidae*).

Cette Grégarine, décrite par A. Schneider (1886) chez des *Akis* sp. d'Oran, avait été retrouvée par nous chez *A. elegans* Sol. et *Morica favieri* Luc du Maroc, ainsi que chez *A. elevata* Sol. d'Israël (cf. Théodoridis, 1955 a et b).

A. acuminata, chez qui nous avons observé de nombreux céphalins de cette espèce, est donc un hôte nouveau de ce parasite qui n'était pas connu jusqu'ici d'Europe.

B) Des *Canestriniidae* furent trouvés aux articulations des pattes antérieures d'un individu.

C) Le Champignon Ascomycète *Metarrhizium anisopliae* (Metch.) (Dr C. Vago det.) (1) put être mis en évidence sur un individu mort en élevage au laboratoire et secondairement infesté par un *Mucor* saprophyte.

3. *Morica hybrida* Charp. (3 ex. dont 1 négatif).

A) Ce Ténébrionide était également parasité par *Sphaerorhynchus ophioides*, dont nous avons observé de nombreux céphalins mesurant de 70 à 100 μ , à épimérite caractéristique (sphérule de 15 à 25 μ de diamètre portée par un col de 20 à plus de 50 μ de long).

B) Ces Coléoptères présentaient en outre dans leur hémocèle, au niveau du corps gras, une forte infestation par la Coccidie coelomique

(1) Nous remercions le Dr Vago pour cette détermination.

Adelina akidium (Léger) (ookystes de $30\ \mu$ de diamètre, contenant chacun 8 à 10 sporocystes de $12\ \mu$ de diamètre).

Cette Coccidie n'avait été mise en évidence jusqu'ici que chez des Ténébrionides des genres *Akis*, *Phylan* et *Asida* (cf. Théodoridès, 1956, p. 98-99).

Morica hybrida est donc un hôte nouveau pour celle-ci.

C) Des coupes ultrafines du corps gras de cette dernière espèce, examinées en microscopie électronique, nous permirent d'observer des stades d'un autre Sporozoaire qui, selon l'avis du Professeur P. Grassé, est probablement une Microsporidie, que nous nous réservons d'étudier ultérieurement si nous retrouvons du matériel.

Au terme de cette note, nous remercions M. F. Español pour cet intéressant matériel.

Jean THÉODORIDÈS.

RÉFÉRENCES CITÉES

- SCHNEIDER (A.), 1886. — Grégarines nouvelles ou peu connues. *Tabl. Zool.*, I, p. 90-103.
- THÉODORIDÈS (J.), 1955 a. — Grégarines de Coléoptères du Maroc. *Arch. Inst. Pasteur Maroc*, V, cahier 1, p. 3-14.
- 1955 b. — Grégarines parasites de Coléoptères Ténébrionides d'Israël. *Ann. Parasitol. Hum. Comp.*, 30, p. 161-173.
- 1956. — *Contribution à l'étude des parasites et phorétiques de Coléoptères terrestres*, 1 vol., 310 p., Hermann, Paris.

(Laboratoire d'Evolution des Etres organisés, Faculté des Sciences de Paris)

ANALYSE

David Richard LINCICOME. — **Serial passage of *Trypanosoma lewisi* in the heterologous mouse host. II. Developmental history during transfer in adequately-fed hosts.** *Annales de Parasitologie*, XXXV, 1960, p. 457. (Passages en série de *T. lewisi* chez la Souris, hôte hétérologue. Evolution de l'infection au cours de la transmission chez des hôtes normalement alimentés).

Trypanosoma lewisi, parasite du Rat, semble strictement adapté à son hôte spécifique. Cependant, l'auteur a montré depuis 1955 que la Souris pouvait présenter une parasitémie importante et même mortelle si on la maintenait en état d'inanition et si on lui administrait chaque jour du sérum de Rat normal. L'auteur a pu réaliser ainsi, par passages successifs, la conservation de la souche pendant trois ans et demi chez les Souris (1959). Après 75 passages, le transfert fut possible chez des Souris alimentées normalement, mais en continuant à leur injecter du sérum de Rat.

Ce sont les détails de l'évolution de l'infection au cours de 220 passages que l'auteur donne dans le présent travail. On utilise des Souris de 18 à 22 grammes ; un centimètre cube de sérum de Rat est injecté dans le péritoine chaque jour depuis le jour de l'inoculation jusqu'à celui du passage ; 831 Souris ont été utilisées.

La durée de la parasitémie chez des Souris normalement alimentées est restée stable au cours des différents passages, c'est-à-dire entre 5,2 et 6,5 jours.

En ce qui concerne l'intensité de la parasitémie, la moitié sur 800 Souris présentèrent un maximum ± 4 (l'auteur ne précise pas la signification de ce chiffre qui est basé, d'après ce qu'il a écrit dans un de ses travaux antérieurs auxquels le lecteur doit se référer, sur une appréciation obtenue avec des préparations humides de sang examinées au cours de toute l'expérience par une seule et même personne. Ailleurs, il est dit que $2 \pm$ dans l'échelle représente 2×10^6 parasites par cc. comptés dans un hématimètre.

L'intervalle requis pour atteindre le maximum de la parasitémie est en moyenne 3,4 à 4,3 jours pour les 220 passages. L'adaptation du Trypanosome à l'hôte n'a donc pas progressé de manière évidente. La durée moyenne de cette parasitémie maximale a été de 1,7 jours pour les 100 premiers passages, et 1,8 jours pour les 100 passages suivants.

Les passages de Souris à Souris ont été faits quand la parasitémie semblait avoir atteint son maximum, c'est-à-dire du 3,3 à 4,3 jours, en moyenne 3,9 jours.

La durée de la survie des Souris d'expérience a été variable. Ainsi, les résultats des 40 premiers passages montrent nettement que l'intensité de la parasitémie n'était pas suffisante pour produire la mort. Aux 20 passages suivants, la mortalité s'est accrue parallèlement à la parasitémie.

Les résultats montrent qu'un plateau est atteint à partir du 100° passage. Ainsi, le Trypanosome semble s'être adapté à ce stade aux nouvelles conditions chez un hôte différent. Mais il y a des différences suivant la souche de Souris utilisée. Puis il y a, suivant le nombre des passages, des variations dans le nombre des cas mortels. Mais du 100° au 200°, il n'y a guère de changement dans la durée de la survie, c'est-à-dire six à huit jours.

Il s'agit d'une souche « C » isolée, qui présente des différences avec les souches déjà utilisées par l'auteur : A et B « isolée ». L'auteur donne uniquement dans la bibliographie six références de ses propres travaux depuis 1955 sur le même sujet.

Il serait intéressant, mais peut-être cela sera-t-il publié dans une autre note, de savoir si au moment de la mort des Souris il existe des modifications morphologiques et des formes de division multiples, comme nous l'avons signalé en 1934 dans des infections mortelles à *Trypanosoma duttoni* Thiroux, l'homologue du *T. Lewisi* chez la Souris, et, de plus, quelles sont les causes pathologiques de la mort ?

Il est intéressant de rappeler cependant, à propos des effets de l'innation que l'auteur a signalés en 1959, que si l'injection de sérum de Rat normal favorisait l'adaptation de *T. lewisi* à la Souris, cet effet était proportionnel au degré de nutrition du Rat et pouvait être complètement inhibé si l'animal était soumis à un jeûne total.

H. GALLIARD.

RÉPERTOIRE SYSTÉMATIQUE DES NOMS DE GENRES DE VERTÉBRÉS (suite)

Par Yves J. GOLVAN

A

Astroderma LOWE 1843 : larves
Luvarus RAFINESQUE.

Astrodermella : P-PERCIF. (Luva-
roid.) Luvarid.

Astrodermus BONELLI 1829 : syn.
de Diana RISSO.

Astrodermus : P-CORYPHAENIF.
Coryphaenid.

Astrodoras BLEEKER 1862 : P-
CYPRINIF. (Siluroid.) Dorad-
id.

Astrolytes JORDAN et STARKS
1895 : P-PERCIF. (Cottoid.)
Cottid.

Astronesthes RICHARDSON 1845 :
P-CLUPEIF. (Stomioid.) As-
tronesthid.

Astronotus SWAINSON 1839 : P-
PERCIF. (Percoid.) Cichlid.

Astroscoptes BREVOORT 1860 : P-
PERCIF. (Trachinoid.) Ura-
noscopid.

Astrotia FISCHER 1856 : R-SQUA-
MAT. (Serpent.) Hydrophid.

Astur LACEPEDE 1799 : Av. FAL-
CONIF. Falconid. (Accipitrin.)

Asturina VIEILLOT 1816 : syn. de
Buteo LACEPEDE 1779.

Asturina FINSCH et HART-
LAUB 1870 : Av. FALCONIF.
Falconid. (Aquilin.).

Astyanacinus EIGENMANN 1907 :
P-CYPRINIF. (Characoid.) Cha-
racid.

Astyanax BAIRD et GIRARD 1854 :
P-CYPRINIF. (Characoid.) Cha-
racid.

Astylosternus WERNER 1898 :
Amph. ANOUR. Ranid.

Asyndesmus COUES 1866 : Av. PI-
CIF. Picid. (Picin.).

Ataeniobius HUBBS et TURNER
1939 : P-CYPRINODONTIF.
Goodeid.

Atahua PHILLIPS 1941 : P-PER-
CIF. (Percoid.) Mullid.

Atalapha RAFINESQUE 1814 : syn.
de Dasyptherus PETERS 1870.

Atalotriccus RIDGWAY 1907 : Av.
PASSERIF. (Mesomyod.) Ty-
rannid.

Atelebrachium GILBERT et BUR-
KE 1912 : larves de Macruri-
dae.

Ateleodacnis CASSIN 1864 : Av.
PASSERIF. (Acromyod.) Coe-
rebid.

Ateleophryne : errat. pro Atelo-
phryne BOULENGER 1906.

Ateleopus TEMMINCK et SCHLE-
GEL 1846 : P-CLUPEIF. (Ate-
leopoid.) Atelepid.

Ateleopus AGASSIZ 1846 : emend.
pro Atelopus DUMERIL et BI-
BRON 1841.

Aterix POMEL 1848 : M.-INSEC-
TIV. Erinaceid. (Erinecein.).

Ateles GEOFFROY-ST-HILAIRE
1806 : M.-PRIMAT. (Simioid.)
Cebid. (Atelin.).

Atelodus POMEL 1853 : syn. de
Diceros GRAY 1821.

Atelomycterus GARMAN 1913 : P-
GALEIF. (Carcharhinoid.) Scy-
liorhinid.

- Atelophryne** BOULENGER 1906 : Amph. ANOUR. Bufonid.
- Atelopus** DUMERIL et BIBRON 1841 : Amph. ANOUR. Microhylid.
- Atelornis** PUCHERAN 1846 : Av. CORACIADIF. Coraciadid. (Coraciadin.)
- Atelurus** DUMERIL 1870 : P-SYNGNATHIF. Syngnathid.
- Athene** BOIE 1822 : Av. STRIGIF. Strigid. (Strigin.).
- Athenoptera** (HUTTON) HUME 1876 : Av. STRIGID. Strigid. (Strigin.).
- Atheresthes** JORDAN 1881 : P-PLEURONECTIF. (Pleuronectoid.) Pleuronectid.
- Atherina** LINNE 1758 : P-MUGLIF. Atherinid.
- Atherinason** WHITLEY 1934 : P-MUGILIF. Atherinid.
- Atherinella** STEINDACHNER 1875 : P-MUGILIF. Atherinid.
- Atherinichthys** BLEEKER 1853 : P-MUGILIF. Atherinid.
- Atherinocentrus** : P-MUGILIF. Atherinid.
- Atherinoides** BLEEKER 1853 : P-MUGILIF. Atherinid.
- Atherinomorus** FOWLER 1903 : P-MUGILIF. Atherinid.
- Atherinops** STEINDACHNER 1876 : P-MUGILIF. Atherinid.
- Atherinopsis** GIRARD 1854 : P-MUGILIF. Atherinid.
- Atherinosoma** CASTELNAU 1872 : P-MUGILIF. Atherinid.
- Atherion** JORDAN et STARKS 1901 : P-MUGILIF. Atherinid.
- Atheris** COPE 1862 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Viperid.
- Atherthyria** FOWLER 1958 : P-MUGILIF. Atherinid.
- Atherurus** CUVIER 1829 : M-RODENT. (Hystricomorph.) Hystriid.
- Athlennes** : errat. pro Ablennes JORDAN et FORDICE 1886.
- Athrodon** SAUVAGE 1882 : P-GADID. Macrurid.
- Atilax** CUVIER 1826 : M-FISSIF. Viverrid. (Herpestin.).
- Atinga** : P-TETRAODONTIF. (Tetraodontoid.) Diodontid.
- Atlantisia** LOWE 1923 : Av. RALLIF. Rallid.
- Atlantoxerus** FORSYTH MAJOR 1893 : M-RODENT. (Sciuro-morph.) Sciurid. (Sciurin.).
- Atlapetes** WAGLER 1831 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Fringillid. (Emberizin.).
- Atomaster** EIGENMANN et MYERS 1927 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
- Atophrax** MERRIAM 1884 : s./g. de Sorex LINNE 1758.
- Atopichthys** GARMAN 1899 : P-ANGUILLIF. (Congroid.) Congrid.
- Atopochilus** SAUVAGE 1878 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Bagrid.
- Atopoclinus** VAILLANT 1894 : P-PERCIF. (Blennioid.) Clinid.
- Atopocottus** BOLIN 1936 : P-PERCIF. (Cottoid.) Cottid.
- Atopogale** CABRERA 1926 : s./g. de Solenodon BRANDT.
- Atopomesus** MYERS 1927 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
- Atopomycterus** BLEEKER 1865 : P-TETRAODONTIF. (Tetraodontoid.) Diodontid.
- Atoponotus** DUMERIL et BIBRON : R-SQUAMAT. (Saur.) Iguanid.
- Atractaspis** SMITH 1849 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Viperid.
- Atractoperca** GILL 1861 : P-PERCIF. (Percoid.) Serranid.
- Atractophorus** GILCHRIST 1922 : P-SQUALIF. (Squaloid.) Squalid.
- Atractopsis** DESPAX 1911 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Colubrid.
- Atractoscion** GILL 1862 : P-PERCIF. (Percoid.) Sciaenid.
- Atractosteus** RAFINESQUE 1820 : P-AMMIF. Lepisosteid.
- Atractus** WAGLER 1828 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Colubrid.
- Atrichia** GOULD 1844 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Atrichiid.
- Atrichornis** STEJNEGER 1885 : Av. PASSERIF. (Acromyod.)

- Atrichiid*. (serait syn. d'*Atrichia* GOULD 1844).
- Atropos** WAGLER 1830 : syn. de *Bothrops* SPIX et MARTIUS 1823.
- Atropus** OKEN 1816 : P-PERCIF. (Percoid.) Carangid.
- Atrosalaria** WHITLEY 1933 : P-CIF. (Blennioid.) Bleniid.
- Attagis** GEOFFROY-ST-HILAIRE et LESSON 1831 : Av. CHARATRIIF. *Thinocorythid*.
- Attaprior** MATHEWS 1933 : Av. PROCELLARIIF. *Procellariid*.
- Atthis** REICHENBACH 1854 : Av. APODIF. *Trochilid*.
- Atticora** BOIE 1844 : Av. PASSE-RIF. (Acromyod.) *Hirundinid*.
- Attila** LESSON 1831 : Av. PASSE-RIF. (Mesomyod.) *Cotingid*.
- Attilus** GISTEL 1848 : P-PERCIF. (Percoid.) *Sciaenid*.
- Atule** JORDAN et JORDAN 1922 : syn. de *Selar* BLEEKER.
- Atule** NICHOLS 1942 : s./g. de *Caranx* LACEPEDE 1802.
- Atulonotus** SMITH 1955 : P-PERCIF. (Acanthuroid.) *Acanthuroid*.
- Atuona** HERRE 1935 : P-PERCIF. (Gobioid.) *Gobiid*.
- Aturius** DUBALEN 1878 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) *Cyprinid*.
- Atypichthys** GUNTHER 1862 : P-PERCIF. (Percoid.) *Chaetodontid*.
- Atyposoma** BOULENGER 1899 : P-PERCIF. (Percoid.) *Chaetodontid*.
- Atypus** GUNTHER 1860 : syn. d'*Atypichthys* GUNTHER 1862.
- Aubria** : s./g. de *Rana*. L. 1758.
- Auchenalopoceph** FOWLER 1943 : P-CLUPEIF. (Alepocephaloid.) *Alepocephalid*.
- Auchenaspis** BLEEKER 1858 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) *Bagrid*.
- Auchenipterichthys** BLEEKER 1862 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) *Doradid*.
- Auchenipterus** CUVIER et VALENCIENNES 1840 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) *Doradid*.
- Auchenistius** EVERMANN et MARSH 1899 : syn. de *Stathmonotus* BEAN 1885.
- Auchenoceros** GUNTHER 1889 : P-GADIF. *Gadif*.
- Auchenoglanis** GUNTHER 1865 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) *Bagrid*.
- Auchenopterus** GUNTHER 1861 : syn. de *Paraclinus*. MOCQUARD 1889.
- Auctospina** EIGENMANN et BEESON 1893 : P-PERCIF. (Scorpaenoid.) *Scorpaenid*.
- Audonomys** : errat. pro *Andinomys* THOMAS 1902.
- Augasma** GOULD 1860 : Av. APODIF. *Trochilid*.
- Augastes** GOULD 1849 : Av. APODIF. *Trochilid*.
- Aulahoerus** GRAY 1873 : syn. de *Sus* LINNE 1758.
- Aulacocephalus** TEMMINCK et SCHLEGEL 1842 : P-PERCIF. (Percoid.) *Serranid*.
- Aulacodus** TEMMINCK 1827 : syn. de *Thryonomys* FITZINGER 1827.
- Aulacomys** RHOADS 1894 : s./g. de *Microtus* SCHRANK 1798.
- Aulacoplax** BROWN et FEHLMANN 1958 : R-SQUAMAT. (Saur.) *Scincid*.
- Aulacorhynchus** GOULD 1834 : Av. PICIF. *Rhamphastid*.
- Aulastomatomorpha** ALCOCK 1890 : P-CLUPEIF. (Alepocephaloid.) *Alepocephalid*.
- Aulea** REICHENBACH 1854 : Av. PASSERIF. (Mesomyod.) *Cotingid*.
- Aulia** BONAPARTE 1854 : syn. d'*Aulea* REICHENBACH 1854.
- Aulichthys** (BREVOORT) GILL 1862 : P-FASTEROSTEIF. *Aulorhynchid*.
- Auliscornys** OSGOOD 1915 : s./g. de *Phyllotis* WATERHOUSE 1837.
- Auliscops** PETERS 1867 : syn. d'*Aulorhynchus* GILL 1861.
- Aulixidens** BOHLKE 1952 : P-CYPRINIF. (Characoid.) *Characid*.
- Aulohalaclurus** FOWLER 1934 :

- P-GALEIF.* (Carcharhinoid.)
Scyliorhinid.
- Aulonocara* REGAN 1922 : P-PERCIF. (Percoid.) Cichlid.
- Aulonocranus* REGAN 1920 : P-PERCIF. (Percoid.) Cichlid.
- Aulopareia* SMITH 1945 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
- Aulophallus* HUBBS 1926 : P-CYPRINODONTIF. Poeciliid.
- Aulopus* CUVIER et CLOQUET 1816 : P-CLUPEIF. (Myctophoid.) Aulopid.
- Aulopyge* HECKEL 1841 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Aulorhynchus* GILL 1861 : P-GASTÉROSTEIF. Aulorhynchid.
- Aulostoma* (COMMERSON) DUMÉNIL 1806 : P-AULOSTOMIF. Aulostomid.
- Aulostomus* LACEPEDE 1803 : syn. d'*Aulostoma* (COMMERSON).
- Aulura* BARBOUR 1914 : R-SQUAMAT. (Saur.) Amphisbaenid.
- Aurata* OKEN 1817 : syn. pp. de *Pagrus* CUVIER et pp. de *Chrysophrys* CUVIER.
- Aurigequula* FOWLER 1918 : P-PERCIF. (Percoid.) Leiognathid.
- Aurion* WAITE 1916 : P-PERCIF. (Trachinoid.) Trachinid.
- Auriparus* BAIRD 1864 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Parid.
- Auripasser* BONAPARTE 1850 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Ploceid. (Passerin.).
- Ausonia* RISSO 1826 : syn. de *Lusvarus* RAFINESQUE.
- Australaphia* WHITLEY 1936 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
- Australuzza* : P-MUGILIF. Sphyraenid.
- Austranchovia* WHITLEY 1931 : P-CLUPEIF. (Clupeoid.) Engraulid.
- Austritragus* HEUDE 1898 : syn. de *Capricornis* OGILBY 1837.
- Austroatherina* MARRERO : P-MUGILIF. Atherinid.
- Austroberyx* Mc CULLOCH 1911 : syn. de *Centroberyx* GILL 1862.
- Austrochanda* WHITLEY 1935 : syn. de *Blandowskiella* IREDALE et WHITLEY 1932.
- Austrochaperina* FRY 1912 : Amph. ANOUR. Microhylid.
- Austrocobitis* OGILBY 1899 : P-CLUPEIF. (Galaxioid.) Galaxiid.
- Austrofundulus* MYERS 1932 : P-CYPRINODONTIF. Cyprinodontid.
- Austroglossus* REGAN 1920 : P-PLEURONECTIF. (Soleoid.) Soleid.
- Austrogobio* OGILBY 1898 : P-PERCIF. (Gobioid.) Eleotrid.
- Austrolabrus* STEINDACHNER 1884 : P-PERCIF. (Labroid.) Labrid.
- Austrolethops* WHITLEY 1935 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
- Austromeniia* HUBBS 1918 : syn. d'*Odontesthes* EVERMANN et KENDALL 1906 :
- Austronomus* IREDALE et TROUGHTON 1934 : syn. de *Tadarida* RAFINESQUE 1814.
- Austroperca* HUBBS 1936 : P-PERCIF. (Percoid.) Percid.
- Austrophycis* OGILBY 1897 : P-GADIF. Gadid.
- Austrosparus* SMITH 1938 : P-PERCIF. (Percoid.) Sparid.
- Autanadoras* : P-CYPRINIF. (Silurid.) Doradid.
- Autistes* de VIS 1884 : P-PERCIF. (Percoid.) Serranid.
- Autodax* BOULENGER 1887 : syn. d'*Aneides* BAIRD 1849.
- Automoliana* STRAND 1928 : Av. PASSERIF. (Mesomyod.) Furnariid.
- Automolus* REICHENBACH 1853 : syn. d'*Automoliana* STRAND 1928.
- Auxis* CUVIER 1829 : P-PERCIF. (Scombroid.) Thunnid.
- Avahi* JOURDAN 1834 : syn. de *Lichanotus* ILLIGER.
- Averruncus* JORDAN et STARKS 1895 : P-PERCIF. (Cottoid.) Agonid.
- Aviceda* SWAINSON 1836 : Av. FALCONIF. Falconid. (Falconin.).

- Avicida* STRICKLAND 1841 : *errat. pro. Aviceda* SWAINSON 1836.
- Avocetta* BRISSON 1760 : *syn. de Recurvirostra*. L. 1758.
- Avocettina* JORDAN et DAVIS 1888 : *P-ANGUILLIF.* (Nemichthyoid.) Nemichthyid.
- Avocettinops* ROULE et BERTIN 1924 : *Av. ANGUILLIF.* (Congroid.) Avocettinopid.
- Avocettula* REICHENBACH 1849 : *Av. APODIF.* Trochilid.
- Awaous* STEINDACHNER 1860 : *P-PERCIF.* (Gobioid.) Gobiid.
- Axinurus* CUVIER 1829 : *P-PERCIF.* (Acanthuroid.) Acanthurid.
- Axis* SMITH 1827 : *M.-PARAX.* (Solenodont.) Cervid.
- Axoclinus* FOWLER 1944 : *P-PERCIF.* (Blennioid.) Clinid.
- Axolotl* CUVIER 1807 : *larves d'Ambystomatidae.*
- Axyrias* STARKS 1896 : *P-PERCIF.* (Cottoid.) Cottid.
- Aygula* RAFINESQUE 1815 : *P-PERCIF.* (Labroid.) Labrid.
- Aylopon* RAFINESQUE 1810 : *P-PERCIF.* (Percoid.) Serranid.
- Ayresia* COOPER 1863 : *P-PERCIF.* (Labroid.) Pomacentrid.
- Aythya* BOIE 1822 : *Av. ANATIF.* Anatid. (Anatin.).
- Azemiops* BOULENGER 1888 : *R.-SQUAMAT.* (Serpent.) Viperid.
- Azevia* JORDAN et GROSS 1889 : *P-PLEURONECTIF.* (Pleuronectoid.) Bothid.
- Azinia* MULSANT : *Av. APODIF.* Trochilid.
- Azteca* JORDAN et EVERMANN 1896 : *P-CYPRINIF.* (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Aztecula* JORDAN et EVERMANN 1898 : *n.n. pro Azteca J. et E.* 1896.
- Azurella* JORDAN 1919 : *P-PERCIF.* (Labroid.) Pomacentrid.
- Azurina* JORDAN et EVERMANN 1898 : *P-PERCIF.* (Labroid.) Pomacentrid.
- Azygopus* NORMAN 1926 : *P-PLEURONECTIF.* (Pleuronectoid.) Pleuronectid.

B

- Babax* DAVID 1875 : *Av. PASSE-RIF.* (Acromyod.) Timallid. (Turdoidin.)
- Babina* THOMPSON 1912 : *Amph. ANOUR.* Ranid.
- Babirussa* RAFINESQUE 1815 : *syn. de Babyrousa* PERRY 1811.
- Babyrousa* PERRY 1811 : *M-PARAX.* (Suif.) Suid. (Suin.)
- Bachia* GRAY 1845 : *R.-SQUAMAT.* (Saur.) Tejid.
- Badiophelis* POCKOCK 1932 : *s./g. de Felis* LINNE 1758.
- Badis* BLEEKER 1853 : *P-PERCIF.* (Percoid.) Nandid.
- Baeodon* MILLER 1906 : *syn. de Rhogëssa* ALLEN 1866.
- Baeolophus* CABANIS 1851 : *Av. PASSERIF.* (Acromyod.) Parid.
- Baeopogon* HEINE 1860 : *Av. PASSERIF.* (Acromyod.) Pycnotid.
- Baeostoma* BEAN 1882 : *P-PLEURONECTIF.* (Soleoid.) Soleid.
- Bagarius* BLEEKER 1853 : *P-CYPRINIF.* (Siluroid.) Bagrid.
- Baginia* GRAY 1867 : *Syn. de Caliscirus* GRAY 1867.
- Bagre* CUVIER 1817 : *P-CYPRINIF.* (Siluroid.) Bagrid.
- Bagrichthys* BLEEKER 1857 : *P-CYPRINIF.* (Siluroid.) Bagrid.
- Bagroides* BLEEKER 1851 : *P-CYPRINIF.* (Siluroid.) Bagrid.
- Bagropsis* LUTKEN 1874 : *P-CYPRINIF.* (Siluroid.) Bagrid.
- Bagrus* MULLER et TROSCHEL 1849 : *P-CYPRINIF.* (Siluroid.) Bagrid.
- Bahaba* HERRE 1935 : *s./g. d'Otolithes* OKEN 1817.
- Baicalocottus* BERG 1903 : *P-PERCIF.* (Cottoid.) Cottid.
- Baillonius* CASSIN 1837 : *Av. PISCIF.* Rhamphastid.
- Baillonus* RAFINESQUE 1815 : *P-PERCIF.* (Percoid.) Carangid.
- Baiodon* AGASSIZ 1859 : *P-PERCIF.* (Percoid.) Cichlid.
- Baiomys* TRUE 1894 : *M.-RODENT*

- (Myomorph.) *Cricetid.* (Hesperomorph.)
- Baione** de KAY 1842 : *P-CLUPEIF.* (Salmonoid.) Salmonid.
- Baiosciurus** NELSSON 1899 : syn. de *Sciurus* LINNE 1758.
- Baiostoma** BEAN 1882 : syn. de *Baeostoma* BEAN 1882.
- Bairdiella** GILL 1861 : *P-PERCIF.* (Percoid.) Sciaenid.
- Baiyankamys** HINTON 1943 : *M-RODENT.* (Myomorph.) Murid. (Hydromyid.)
- Bajacalifornia** TOWNSEND et NICHOLS 1925 : *P-CLUPEIF.* (Alepocephaloid.) Alepocephalid.
- Balaena** LINNE 1758 : *M-CETAC.* (Mysticet.) Balaenid.
- Balaeniceps** GOULD 1850 : Av. *ARDEIF.* Balaenicipitid.
- Balaenoptera** LACEPEDE 1804 : *M-CETAC.* (Mysticet.) Balaenopterid.
- Balanosphyra** RIDGWAY 1911 : Av. *PICIF.* Picid. (Picin.)
- Balantidiocheilos** BLEEKER 1859 : *P-CYPRINIF.* (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Balantidiopteryx** PETERS 1867 : s./g. de *Saccopteryx* ILLIGER 1811.
- Balearica** BRISSON 1760 : Av. *RALLIF.* Gruid.
- Balionycteris** MATSCHIE 1899 : *M-CHIROPT.* (Megachiropt.) Pteropid. (Pteropin.)
- Balistapus** TILESIIUS 1820 : *P-PERCIF.* (Balistoid.) Balistid.
- Balistes** LINNE 1758 : *P-PERCIF.* (Balistoid.) Balistid.
- Balistoides** FRASER-BRUNNER 1935 : *P-PERCIF.* (Balistoid.) Balistid.
- Balitora** GRAY 1832 : *P-CYPRINIF.* (Cyprinoid.) Homalopterid.
- Balitoropsis** SMITH 1945 : *P-CYPRINIF.* (Cyprinoid.) Homalopterid.
- Ballerus** HECKEL 1843 : *P-CYPRINIF.* (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Balomys** : errat. pro. *Baiomys* TRUE 1894.
- Bambradon** JORDAN et RICHARDSON 1908 : larves de *Bembrops*.
- Bambusicola** GOULD 1862 : Av. *PHASIANIF.* Phasianid. (Phasianin.)
- Banavorus** BONAPARTE 1853 : Av. *PASSERIF.* (Acromyod.) Icterid.
- Bandicota** GRAY 1873 : *M-RODENT.* (Myomorph.) Murid. (Murin.)
- Bangana** HAMILTON-BUCHANAN 1822 : *P-CYPRINIF.* (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Bangsia** PENARD 1919 : syn. de *Buthraupis* CABANIS 1851.
- Banjós** BLEEKER 1876 : *P-PERCIF.* (Percoid.) Lutjanid.
- Barangia** GRAY 1865 : syn. de *Lutra* BRISSON 1762.
- Barathrodemus** GOODE 1882 : *P-PERCIF.* (Ophidioid.) Brotulid.
- Barathronus** GOODE et BEAN 1886 : *P-PERCIF.* (Ophidioid.) Brotulid.
- Barbantus** PARR 1951 : *P-CLUPEIF.* (Alepocephaloid.) Alepocephalid.
- Barbastella** GRAY 1821 : *M-CHIROPT.* (Microchiropt.) Vespertilionid. (Vespertilionin.)
- Barbatogobius** KOUMANS 1941 : *P-PERCIF.* (Gobioid.) Gobiid.
- Barbatula** LESSON 1837 : syn. de *Barbatulides* STRAND 1928.
- Barbatula** LINCK 1790 : *P-CYPRINIF.* (Cyprinoid.) Cobitid.
- Barbatulides** STRAND 1928 : Av. *PICIF.* Capitonid.
- Barbellion** WHITLEY 1931 : *P-CYPRINIF.* (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Barbichthys** BLEEKER 1859 : *P-CYPRINIF.* (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Barbodes** BLEEKER 1859 : *P-CYPRINIF.* (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Barbodon** DYBOWSKI 1872 : s./g. de *Sarcocheilichthys* BLEEKER 1860.
- Barbopsis** CAPORIACCO 1926 : *P-CYPRINIF.* (Cyprinoid.) Cyprinid.

- Barbourichthys** CHABANAUD 1934 : P-**PLEURONECTIF**. (Soleoid.) Soleid.
- Barbourina** AMARAL 1924 : R-**SQUAMAT**. (Serpent.) Boigid.
- Barbourisia** PARR 1945 : P-**CLUPEIF**. (Myctophoid.) Myctophid. (ou Cetomimid.).
- Barbourula** NOBLE 1924 : Amph. ANOUR. Discoglossid.
- Barbulifer** EIGENMANN 1888 : P-**PERCIF**. (Gobioid.) Gobiid.
- Barbupeneus** WHITLEY 1931 : P-**PERCIF**. (Percoid.) Mullid.
- Barbus** CUVIER et CLOQUET 1816 : P-**CYPRINIF**. (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Barchatus** SMITH 1952 : P-**PERCIF** (Batrachoid.) Batrachoidid.
- Barilius** HAMILTON-BUCHANAN 1822 : P-**CYPRINIF**. (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Barisia** GRAY 1838 : R-**SQUAMAT** (Saur.) Anguid.
- Barkudia** ANNANDALE 1917 : R-**SQUAMAT**. (Saur.) Scincid.
- Barnardichthys** CHABANAUD 1927 : P-**PLEURONECTIF**. (Soleoid.) Soleid.
- Barnardius** BONAPARTE 1854 : Av. PSITTACIF. Psittacid.
- Barrosia** SMITH 1952 : P-**PERCIF**. (Percoid.) Plesiopid.
- Bartramia** LESSON 1831 : Av. CHADRARIIF. Charadriid. (Scolopacin.)
- Bartschina** FOWLER 1931 : s./g. de Dampieria CASTELNAU 1875.
- Barygenys** PARKER 1936 : Amph. ANOUR. Microhylid.
- Barynotus** GUNTHER 1868 : syn. de Barbellion WHITLEY 1931.
- Baryphthengus** CABANIS et HEINE 1860 : Av. CORACIADIF. Momotid.
- Baryrhynchodes** STRAND 1928 : Av. CORACIADIF. Bucerotid.
- Baryrhynchus** ROBERTS 1922 : syn. de Baryrhynchodes STRAND 1928.
- Basaldichthys** : P-**CYPRINODONTIF**. Goodeid.
- Basanitia** RIBEIRO 1922 : Amph. ANOUR. Leptodactylid.
- Bascanichthys** JORDAN et DAVIS 1892 : P-**ANGUILLIF**. (Congroid.) Ophichthid.
- Bascanion** BAIRD et GIRARD 1853 : R-**SQUAMAT**. (Serpent.) Colubrid.
- Bascanius** SCHIODTE 1867 : P-**PLEURONECTIF**. (Pleuronectoid.) Bothid.
- Basileuterus** CABANIS 1848 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Parulid.
- Basilichthys** GIRARD 1854 : P-**MUGILIF**. Atherinid.
- Basilicus** : vide Basiliscus LAURENTI 1768.
- Basilinna** BOIE 1831 : Av. APODIF. Trochilid.
- Basilisciscartes** FOWLER 1939 : P-**PERCIF**. (Blennioid.) Blenniid.
- Basiliscus** LAURENTI 1768 : R-**SQUAMAT**. (Saur.) Iguanid.
- Bassanago** WHITLEY 1948 : P-**ANGUILLIF**. (Congroid.) Congrid.
- Bassaricyon** ALLEN 1876 : M-**FIS-SIP**. Procyonid. (Procyonin.).
- Bassaris** LICHTENSTEIN 1830 : syn. de Bassariscus COUES 1887.
- Bassariscus** COUES 1887 : M-**FIS-SIP**. Procyonid. (Procyonin.).
- Bassetina** WHITLEY 1941 : P-**PERCIF**. (Percoid.) Carangid.
- Bassogigas** GOODE et BEAN 1896 : P-**PERCIF**. (Ophidioid.) Brotulid.
- Bassonornis** : vide Bassonornithos SUNDEVALL 1849.
- Bassonornithos** SUNDEVALL 1849 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Turdid. (Phoenicurin.).
- Bassozetes** GILL 1883 : P-**PERCIF**. (Ophidioid.) Brotulid.
- Basutosaura** HEWITT 1925 : R-**SQUAMAT**. (Saur.) Lacertid.
- Batagur** GRAY 1855 : R-**TESTUDIN**. (Thecoph.) Emydid.
- Batanga** HERRE 1946 : P-**PERCIF**. (Gobioid.) Eleotrid.
- Batara** LESSON 1831 : Av. PASSERIF. (Mesomyod.) Formicariid. (Thamnophilin.)

- Batasio** BLYTH 1860 : P-CYPRI-NIF. (Siluroïd.) Bagrid.
- Bathyploactis** : errat. pro. *Bathyploactis* WHITLEY 1933.
- Bathilda** REICHENBACH 1863 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Ploceid. (Estrildin.)
- Bathmedonia** REICHENOW 1904 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Sylviid.
- Bathophilus** GIGLIOLI 1884 : P-CLUPEIF. (Stomiatoïd.) Melanostomiatoïd.
- Bathyaethiops** FOWLER 1949 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
- Bathyagonus** GILBERT 1890 : P-PERCIF. (Cottoid.) Agonid.
- Bathyalopex** COLLETT 1901 : P-HOLOCEPH. Chimaerid.
- Bathyanthias** GUNTHER 1880 : P-PERCIF. (Percoid.) Serranid.
- Bathyploactis** WHITLEY 1933 : P-PERCIF. (Scorpaenoid.) Aploactid.
- Bathybates** BOULENGER 1898 : P-PERCIF. (Percoid.) Cichlid.
- Bathybatrachus** GILCHRIST et BONDE 1924 : P-PERCIF. (Batrachoid.) Batrachoidid.
- Bathyceratias** BEEBE 1934 : P-LOPHIIF. (Ceratoid.) Ceratiid.
- Bathyclarias** JACKSON 1959 : P-CYPRINIF. (Siluroïd.) Clariid.
- Bathyclupea** ALCOCK 1891 : P-BATHYCLUPEIF. Bathyclupeid.
- Bathycongrus** OGILBY 1898 : P-ANGUILLIF. (Congroid.) Congrid.
- Bathydraco** GUNTHER 1878 : P-PERCIF. (Trachinoid.) Nototheniid.
- Bathymbrix** BEEBE 1934 : P-CLUPEIF. (Stomiatoïd.) Stomiatoïd. (ou Cefomimid.)
- Bathyergus** ILLIGER 1811 : M-RODENT. (Bathyergomorph.) Bathyergid.
- Bathygadus** GUNTHER 1878 : P-GADIF. Macrurid.
- Bathygobius** BLEEKER 1878 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
- Bathylaco** GOODE et BEAN 1896 : P-CLUPEIF. (Opisthoprocetoid.) Bathylagid.
- Bathylagus** GUNTHER 1878 : P-CLUPEIF. (Opisthoproctoid.) Bathylagid.
- Bathylynchus** BRAUER 1902 : P-CLUPEIF. (Stomiatoïd.) Astronesthid.
- Bathymacrops** GILCHRIST 1923 : syn. de *Nansenia* JORDAN et EVERMANN 1896.
- Bathymaster** COPE 1873 : P-PERCIF. (Trachinoid.) Bathymasterid.
- Bathymicrops** KOEFOED 1927 : P-CLUPEIF. (Myctophoid.) Bathypteroid.
- Bathymyrus** ALCOCK 1890 : P-ANGUILLIF. (Congroid.) Echelid.
- Bathymyzon** GILL 1883 : Cyclost. PETROMYZONIF. Petromyzonid.
- Bathynectes** GUNTHER 1878 : syn. de *Bathyonus* GOODE et BEAN 1885.
- Bathyonus** GOODE et BEAN 1885 : P-PERCIF. (Ophidioid.) Brotulid.
- Bathyophilus** : vide *Bathophilus* GIGLIOLI 1884.
- Bathyophis** GUNTHER 1878 : P-CLUPEIF. (Stomiatoïd.) Idiacanthid.
- Bathypasma** GILBERT 1895 : P-PERCIF. (Cottoid.) Cyclopteroïd.
- Bathypylax** MYERS 1934 : P-PERCIF. (Balistoid.) Triacanthid.
- Bathypterois** GUNTHER 1878 : P-CLUPEIF. (Stomiatoïd.) Bathypteroid.
- Bathypygidium** : P-CLUPEIF. (Stomiatoïd.) Stomiatoïd.
- Bathyraja** ISHIYAMA 1958 : s./g. de *Breviraja* BIGELOW et SCHROEDER 1948.
- Bathysaurops** FOWLER 1938 : P-CLUPEIF. (Myctophoid.) Sudid.
- Bathysauropsis** REGAN 1911 : P-CLUPEIF. (Myctophoid.) Chlorophthalmid.
- Bathysaurus** GUNTHER 1878 : P-CLUPEIF. (Myctophoid.) Synodid.

- Bathysebastes** STEINDACHNER 1885 : P-PERCIF. (Scorpaenoid.) Scorpaenid.
- Bathyseriola** ALCOCK 1890 : P-PERCIF. (Stromateoid.) Stromateid. (ou Nomeid.)
- Bathysidus** BEEBE 1934 : P-CLUPEIF. (s./o. et fam. indéterminés).
- Bathysideron** DUNN 1939 : Amph. UROD. Ambystomatid.
- Bathysolea** ROULE 1916 : P-PLEURONECTIF. (Soleoid.) Soleid.
- Bathysphaera** BEEBE 1932 : P-CLUPEIF. (Stomioid.) Melanostomioid.
- Bathysphyraenops** PARR 1933 : P-PERCIF. (Percoid.) Serranid (ou Chilodipterid.).
- Bathystethus** GILL 1893 : P-PERCIF. (Stromateoid.) Stromateid.
- Bathystoma** PUTNAM 1863 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Bathystoma** FITZINGER 1874 : P-PERCIF. (Percoid.) Lutjanid.
- Bathystomias** GIGLIOLI : P-CLUPEIF. (Stomioid.) Stomioid.
- Bathysudis** PARR 1928 : s./g. de *Lestidium* GILBERT 1905.
- Bathytorreus** HOWELL-RIVERO 1934 : P-PERCIF. (Ophidioid.) Brotulid.
- Bathythrissa** GUNTHER 1877 : syn. de *Pterothrissa* HILGENDORF 1877.
- Bathytoshia** WHITLEY 1933 : P-RAJIF. (Dasyatoid.) Dasyatid.
- Bathytroctes** GUNTHER 1878 : P-CLUPEIF. (Alepocephaloid.) Alepocephalid.
- Bathytyphlops** : P-CLUPEIF. (Stomioid.) Bathypteroid.
- Bathyuroconger** FOWLER 1934 : s./g. d'*Uroconger* KAUP 1856.
- Batis** BONAPARTE 1838 : P-RAJIF. (Rajoid.) Rajid.
- Batis** BOIE 1833 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Muscicapid.
- Batomys** THOMAS 1895 : M.-RODENT. (Myomorph.) Murid. (Murin.).
- Batracheleotris** FOWLER 1938 : P-PERCIF. (Gobioid.) Eleotrid.
- Batrachemys** STEJNEGER 1909 : R.-TESTUDIN. (Thecoph.) Chelid.
- Batrachcephalus** BLEEKER 1846 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Bagrid.
- Batrachocottus** BERG 1903 : P-PERCIF. (Cottoid.) Cottid.
- Batrachoglanis** GUNTHER 1864 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Bagrid.
- Batrachoides** LACEPEDE 1800 : P-PERCIF. (Batrachoid.) Batrachoidid.
- Batrachophrynus** PETERS 1873 : Amph. ANOUR. Leptodactylid.
- Batrachops** HECKEL 1840 : P-PERCIF. (Percoid.) Cichlid.
- Batrachopsis** BOULENGER 1882 : Amph. ANOUR. Pelobatid.
- Batrachoseps** BONAPARTE 1841 : Amph. UROD. Plethodontid.
- Batrachostomus** GOULD 1838 : Av. CAPRIMULGIF. Podargid.
- Batrachuperus** BOULENGER 1879 : Amph. ANOUR. Hynobiid.
- Batrachus** BLOCH et SCHNEIDER 1801 : P-PERCIF. (Percoid.) Serranid.
- Batrachylodes** BOULENGER 1887 : Amph. ANOUR. Ranid.
- Batrachyperus** BOULENGER 1882 : vide *Batrachuperus* BOULENGER 1879.
- Batraelurus** : P-GALEIF. (Isuroid.) Orectolobid.
- Batrachichthys** SMITH 1934 : P-PERCIF. (Batrachoid.) Batrachoidid.
- Baucis** REICHENBACH 1854 : Av. APODIF. Trochilid.
- Baza** HODGSON 1837 : Av. FALCONIF. Falconid. (Falconin.).
- Bdellophis** BOULENGER 1895 : Amph. APOD. Caeciliid. (serrait syn. de *Scolecophorus* BOULENGER 1883).
- Bdellorhynchus** JORDAN et TANAKA 1927 : P-MASTACEMBELIF. Mastacembelid.
- Bdellostoma** MULLER 1835 : Cyclost. MYXINIF. Myxinid.
- Bdeogale** PETERS 1850 : M.-FIS-SIF. Viverrid. (Herpestin.).

- Beamys** THOMAS 1909 : *M-RODENT*. (Myomorph.) Murid. (Murin.).
- Beatragus** HELLER 1912 : *M-PARAX*. (Solenodont.) Bovid. (Alcelaphin.).
- Beaufortella** CHABANAUD 1943 : *P-PLEURONECTIF*. (Soleoid.) Soleid.
- Beaufortia** HORA 1932 : *P-CYPRINIF*. (Cyprinoid.) Homalopte-rid.
- Beauharnaisius** BONAPARTE 1850 : *Av. PICIF*. Rhamphas-tilid.
- Bedotia** REGAN 1903 : *P-MUGILIF*. Atherinid.
- Bedriagaia** BOULENGER 1916 : *R-SQUAMAT*. (Saur.) Lacertid.
- Bedula** GRAY 1856 : *P-PERCIF*. (Percoid.) Nandid.
- Beirabarbuis** HERRE 1936 : *P-CYPRINIF*. (Cyprinoid.) Cyprini-d.
- Bellator** JORDAN et EVERMANN 1897 : *syn. de Vexillitrigla* WHITLEY 1931.
- Bellatrix** BOIE 1831 : *P-PERCIF*. (Scorpaenoid.) Triglid.
- Bellia** GRAY 1869 : *syn. de Sieben-rockellia* LUNDHOLM 1929.
- Belligobio** JORDAN et HUBBS 1925 : *P-CYPRINIF*. (Cyprini-oid.) Cyprinid.
- Bellocia** PARR 1951 : *P-CLUPEIF*. (Alepocephaloid.) Alepocephali-d.
- Bellona** MULSANT et VERREAUX 1866 : *syn. de Microlyssa* RILEY 1904.
- Bellotia** GIGLIOLI 1883 : *P-PERCIF*. (Blenkioid.) Congrogadid.
- Belobbranchus** BLEEKER 1856 : *P-PERCIF*. (Gobioid.) Eleotrid.
- Belodonichthys** BLEEKER 1858 : *P-CYPRINIF*. (Siluroid.) Silu-rid.
- Beloholocentrus** FOWLER 1944 : *P-BERYCIF*. Holocentrid.
- Belomys** THOMAS 1908 : *M-RODENT*. (Sciurormorph.) Sciur-rid. (Petauristin.).
- Belone** OKEN 1816 : *P-BELONIF*. (Belonoid.) Belonid.
- Belonepterygion** Mc CULLOCH 1915 : *P-PERCIF*. (Percoid.) Plesiopid.
- Belonesox** KNER 1860 : *P-CYPRINOLONTIF*. Poeciliid.
- Belonichthys** PETERS 1868 : *Γ-SYNGNATHIF*. Syngnathid.
- Belonocharax** FOWLER 1903 : *P-CYPRINIF*. (Characoid.) Characaid.
- Beloneglanis** BOULENGER 1902 : *P-CYPRINIF*. (Siluroid.) Bag-rid.
- Belonoperca** FOWLER et BEAN 1930 : *P-PERCIF*. (Percoid.) Serranid.
- Belonophago** GILTAY 1929 : *P-PERCIF*. (Percoid.) Cichlid.
- Belonopsis** BRANDT 1870 : *P-ANGUILLIF*. (Nemichthyoid.) Nem-ychthyid.
- Belonopterois** : *P-CLUPEIF*. (Myc-tophoid.) Bathypteroid.
- Belonopterus** REICHENBACH 1852 : *Av. CHARADRIIF*. Charadriid. (Charadriin.).
- Belophlox** : *P-PERCIF*. (Percoid.) Percid.
- Beluga** RAFINESQUE 1815 : *syn. de Delphinapterus* LACEPEDE 1804.
- Bematisus** COPE 1892 : *s./g. de Chrysospalax* GILL 1883.
- Bembradium** GILBERT 1905 : *P-PERCIF*. (Scorpaenoid.) Platycephalid.
- Bembradon** : *errat. pro. Bembradon* JORDAN et RICHARDSON 1908.
- Bembras** CUVIER et VALENCIENNES 1829 : *P-PERCIF*. (Scorpaenoid.) Platycephalid.
- Bembrops** STEINDACHNER 1877 : *P-PERCIF*. (Trachinoid.) Percophiid.
- Bendilisis** BLEEKER 1860 : *P-CYPRINIF*. (Cyprinoid.) Cyprini-d.
- Benedetia** GRAY 1864 : *syn. de Balcanoptera* LACEPEDE 1804.
- Benetia** : *errat. pro. Bentenia* JORDAN et SNYDER 1901.
- Benettia** : *errat. pro. Bennettia* FOWLER 1904.

- Bengala** GRAY 1832 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Bengalichthys** ANNANDALE 1909 : P-TORPEDINIF. Torpedinid.
- Bengalis** RAFINESQUE 1815 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Ploceid. (Estrildin.).
- Bengana** : vide **Bengala** GRAY 1832.
- Bennettia** FOWLER 1904 : P-PERCIF. (Percoid.) Lutjanid.
- Bensonhyphantes** : s./g. de *Symplectes* SWAINSON 1837.
- Bentenia** JORDAN et SNYDER 1901 : P-CORYPHAENIF. Bramid.
- Benthalbella** ZUGMAYER 1911 : P-CLUPEIF. (Alepisauroid.) Scopelarchid.
- Benthenchelys** FOWLER 1934 : P-ANGUILLIF. (Congroid.) Derichthyid.
- Benthobatis** ALCOCK 1898 : P-TORPEDINIF. Torpedinid.
- Benthocometes** GOODE et BEAN 1896 : P-PERCIF. (Ophidioid.) Brotulid.
- Benthodesmus** GOODE 1882 : P-PERCIF. (Trichiuroid.) Trichiurid.
- Benthophilodes** BELING et ILJIN 1927 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
- Benthophilus** EICHEWALD 1831 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
- Benthosaurus** GOODE et BEAN 1886 : P-CLUPEIF. (Myctophoid.). Myctophiid.
- Benthoscopus** LONGLEY et HILDEBRAND 1940 : P-PERCIF. (Trachinoid.) Uranoscopid.
- Benthosema** GOODE et BEAN 1896 : P-CLUPEIF. (Myctophoid.) Myctophiid.
- Benthosphyraena** COCKERELL 1919 : P-CLUPEIF. (Alepocephaloid.) Alepocephalid.
- Berardius** DUVERNOY 1851 : M-CETAC. (Odontocet.) Ziphiid.
- Berenicornis** BONAPARTE 1850 : Av. CORACIADIF. Bucerotid.
- Bergia** STEINDACHNER 1891 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
- Bergiaria** EIGENMANN et NORRIS 1901 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Bagrid.
- Bergiella** EIGENMANN et NORRIS 1900 : syn. de *Bergiaria* EIGENMANN et NORRIS 1901.
- Beridia** CASTELNAU 1878 : P-PERCIF. (Scorpaenoid.) Gnathacanthid.
- Berlepschia** RIDGWAY 1887 : Av. PASSERIF. (Mesomyod.) Dendrocolaptid.
- Bermudichthys** : P-PERCIF. (Labroid.) Labrid.
- Bernicla** OKEN 1817 : syn. de *Branta* SCOPOLI 1769.
- Bernieria** BONAPARTE 1854 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Timaliid.
- Bero** JORDAN et STARKS 1904 : P-PERCIF. (Cottoid.) Cottid.
- Berowara** WHITLEY 1928 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
- Bertelsenna** WHITLEY 1954 : P-LOPHIIF. (Ceratoid.) Oneirodid.
- Bertinia** JOUSSEAUME 1883 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Bertinichthys** WHITLEY 1953 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Bertinus** FANG : syn. de *Bertinichthys* WHITLEY 1953.
- Bertinulus** WHITLEY 1948 : P-ANGUILLIF. (Nemichthyoid.) Serrivomerid.
- Bertoniolus** FOWLER 1918 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
- Berylmys** ELLERMAN 1947 : s./g. de *Rattus* FRISCH 1775.
- Beryx** CUVIER et VALENCIENNES 1829 : P-BERYCIF. Berycid.
- Bessonornis** : vide *Bassonornithos* SUNDEVALL 1850.
- Betta** BLEEKER 1850 : P-PERCIF. (Anabantoid.) Anabantid.
- Bettongia** GRAY 1837 : M-MARSUP. Macropodid. (Potoroin.).
- Bhanotia** HORA 1925 : P-SYNGNATIF. Syngnatid.
- Bhanotichthys** PARR 1930 : P-SYNGNATHIF. Syngnathid.

- Bhavana** HORA 1920 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) Homalopterid.
- Bhringa** HODGSON 1837 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Di-crurid.
- Bias** LESSON 1831 : Av. PASSE-RIF. (Acromyod.) Musicapud.
- Biastes** REICHENBACH 1843 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Timaliid.
- Biat** SEALE 1910 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
- Biatus** CABANIS 1860 : Av. PAS-SERIF. (Mesomyod.) Formi-cariid. (Thamnophilin).
- Biblis** LESSON 1840 : syn. de Ptyonoprogne REICHENBACH 1850.
- Bibos** HODGSON 1837 : M.-PARAX. (Solenodont.) Bovid. (Bovin.).
- Bibyanus** WHITLEY 1943 : P-PER-CIF. (Percoid.) Serranid.
- Bicuspis** LOVERIDGE 1956 : s./g. de Rhampholeon GUNTHER 1874.
- Bidenichthys** BARNARD 1934 : P-PERCIF. (Ophichthyoid.) Bro-tulid.
- Bifa** LATASTE 1885 : syn. d'Eliomys WAGNER 1843.
- Bikinigobius** HERRE 1953 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
- Bilabria** SCHMIDT 1936 : P-PER-CIF. (Blennioid.) Zoarcid.
- Binghamia** WHITLEY 1941 : P-PERCIF. (Percoid.) Serranid.
- Binghamichthys** WHITLEY 1941 : P-CLUPEIF. (Alepocephaloid.) Alepocephalid.
- Biotodoma** EIGENMANN et KEN-NEDY 1903 : P-PERCIF. (Per-coid.) Cichlid.
- Biotoecus** EIGENMANN et KEN-NEDY 1903 : P-PERCIF. (Per-coid.) Cichlid.
- Bipes** LACEPEDE 1788 : R-SQUA-MAT. (Saur.) Bipedid.
- Bipinnula** JORDAN et EVERMANN 1896 : P-PERCIF. (Trichiur-roid.) Gempylid.
- Bison** SMITH 1827 : M.-PARAX. (Solenodont.) Bovid. (Bovin.).
- Bitis** GRAY 1842 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Viperid.
- Bitricarinata** : P-CYPRINIF. (Cha-racoid.) Characid.
- Bivibranchia** EIGENMANN 1912 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
- Bixia** JORDAN et FOWLER 1903 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) Cy-prin'id.
- Biziura** (LEACH) STEPHENS 1824 : Av. ANATIF. Anatid. (Anatin.).
- Blacicus** CABANIS 1855 : Av. PAS-SERIF. (Mesomyod.) Tyrann-id. (Tyrannin.).
- Blanchardia** CASTELNAU 1875 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
- Blæzodactylus** BOETTGER 1893 : syn. de Platydactylus GOLD-FUSS 1820.
- Blandowskiella** IREDALE et WHITLEY 1932 : P-PERCIF. (Percoid.) Serranid.
- Blandowskius** WHITLEY 1931 : P-PERCIF. (Balistoid.) Latistid.
- Blanforaimys** ARGYROPOULO 1933 : M.-RODENT. (Myo-morph.) Microtid.
- Blanus** WAGLER 1830 : R-SQUA-MAT. (Saur.) Amphisbaenid.
- Blarina** GRAY 1838 : M.-INSECTIV. Soricid. (Soricin.).
- Blarinella** THOMAS 1911 : M.-IN-SECTIV. Soricid. (Soricin.).
- Blarinomys** THOMAS 1896 : M.-RODENT. (Myomorph.) Crice-tid. (Hesperomyin.).
- Blastocerus** WAGNER 1844 : M.-PARAX. (Solenodont.) Cervid.
- Blastocerus** GRAY 1851 : syn. d'Ozotoceros AMEGHINO 1891.
- Bavana** : vide Bhavana HORA 1920.
- Bleda** BONAPARTE 1857 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Pyc-nonotid.
- Bleekeria** GUNTHER et CASTEL-NAU 1873 : P-PERCIF. (Per-coid.) Plesiopid.
- Blennechis** CUVIER et VALEN-CIENNES 1836 : P-PERCIF. (Blennioid.) Blenniid.
- Blennicottus** GILL 1861 : P-PER-CIF. (Cottoid.) Cottid.
- Blenniella** REID 1943 : P-PERCIF. (Blennioid.) Blenniid.

- Blennioclinus** GILL 1860 : P-PERCIF. (Blennioid.) Clinid.
- Blenniulus** JORDAN et EVERMANN 1898 : syn. de *Scartella* JORDAN 1886.
- Blenniomoëus** COSTA 1850 : P-PERCIF. (Blennioid.) Clinid.
- Blenniops** NILSSON 1855 : P-PERCIF. (Blennioid.) Blenniid.
- Blennius** LINNE 1758 : P-PERCIF. (Blennioid.) Blenniid.
- Blennodesmus** GUNTHER 1872 : P-PERCIF. (Blennioid.) Zoarcid. (ou Congrogadid.).
- Blennophis** VALENCIENNES 1843 : P-PERCIF. (Blennioid.) Blenniid.
- Blepharis** CUVIER 1817 : syn. d'*Alectis* RAFINESQUE 1815.
- Blepsias** CUVIER et VALENCIENNES 1829 : P-PERCIF. (Cottoid.) Cottid.
- Bleptonema** EIGENMANN 1914 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
- Blicca** HECKEL 1843 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Bliccopsis** HECKEL 1843 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Blythia** THEOBALD 1868 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Colubrid.
- Blythipicus** BONAPARTE 1854 : Av. PICIF. Piced. (Picin.).
- Boa** LINNE 1758 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Boid.
- Boaedon** DUMERIL et BIBRON 1853 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Colubrid.
- Boana** GRAY 1825 : Amph. ANOUR. Hyliid.
- Boanerges** THAYER et BANGS 1912 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Corvid.
- Bodianus** BLOCH 1790 : P-PERCIF. (Labroid.) Labrid.
- Boesmanichthys** : P-TETRAODONTIF. (Tetraodontoid.) Tetraodontid.
- Boetticherella** WOLTERS 1943 : s./g. d'*Euplectes* SWAINSON 1829.
- Bogertia** LOVERIDGE 1941 : R-SQUAMAT. (Saur.) Geckonid.
- Bogmarus** SCHNEIDER 1801 : P-LAMPRIDIF. Trachipetrid.
- Bogoda** BLEEKER 1853 : P-PERCIF. (Percoid.) Serranid.
- Bogoslovius** JORDAN et EVERMANN 1898 : P-GADIF. Macrurid.
- Boiga** FITZINGER 1826 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Boigid.
- Boissonneauxia** REICHENBACH 1854 : Av. APODIF. Trochilid.
- Bola** GUNTHER 1868 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Bola** HAMILTON-BUCHANAN 1822 : syn. de *Pama* FOWLER 1933.
- Bolbopsittacus** SALVADORI 1891 : Av. PSITTACIF. Psittacid.
- Bolborhynchus** BONAPARTE 1857 : Av. PSITTACIF. Psittacid.
- Boleichthys** GIRARD 1859 : syn. de *Poecilichthys* AGASSIZ 1854.
- Boleophthalmus** CUVIER et VALENCIENNES 1837 : P-PERCIF. (Gobioid.) Periophtalmid.
- Boleops** GILL 1863 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
- Boleosoma** de KAY 1842 : P-PERCIF. (Percoid.) Etheostomid.
- Boliera** BOULENGER 1893 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Boid.
- Bolitoglossa** DUMERIL et BIBRON 1854 : Amph. UROD. Plethodontid.
- Bollmannia** JORDAN 1889 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
- Bolomys** THOMAS 1916 : s./g. d'*Äkodon* MEYEN 1833.
- Bolyeria** : vide *Bolieria* BOULENGER 1893.
- Bombina** OKEN 1816 : Amph. ANOUR. Discoglossid.
- Bombinator** MERREM 1820 : syn. de *Bombina* OKEN 1816.
- Bombonia** HERRE 1927 : P-SYNGNATHIF. Syngnathid.
- Bombycilla** VIEILLOT 1807 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Bombycillid.

- Bonapartia** GOODE et BEAN 1896 : P-CLUPEIF. (Stomioid.) Gonostomid.
- Bonasa** STEPHENS 1819 : Av. PHASIANIF. Tetraonid.
- Bonasia** BONAPARTE 1828 : errat. pro *Bonasa* Stephens 1819.
- Bonasmus** WAGNER 1844 : syn. de *Bison* SMITH 1827.
- Bondar** GRAY 1864 : syn. de *Paradoxurus* CUVIER 1821.
- Bondia** NEWMAN 1856 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
- Bondichthys** WHITLEY 1953 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
- Boneia** JENTINK 1879 : M-CHIROPT- (Megachiropt.) Pteropid. (Pteropin.).
- Böocerus** THOMAS 1902 : M-PARAX. (Solenodont.) Bovid. (Tragelaphin.).
- Boodon** GUNTHER 1858 : errat. pro *Boaedon* DUMERIL et BLIBRON 1853.
- Boophis** TSCHUDI 1838 : Amph. ANOUR Rhacophorid.
- Boops** CUVIER 1814 : P-PERCIF. (Percoid.) Sparid.
- Boopsetta** ALCOK 1896 : P-PLEURONECTIF. (Pleuronectoid.) Bothid.
- Borborocoetea** STRAND 1928 : syn. d'*Eupsophus* FITZINGER 1843.
- Borborocoetes** BELL 1843 : syn. d'*Eupsophus* FITZINGER 1843.
- Borborocoites** GISTEL 1848 : syn. d'*Eupsophus* FITZINGER 1843.
- Borborodes** GISTEL 1848 : P-SQUALIF. (Squalioid.) Scymnorhinid.
- Boreocottus** GILL 1859 : P-PERCIF. (Cottoid.) Cottid.
- Boreogadus** GUNTHER 1862 : P-GADIF. Gadid.
- Boreogaleus** GILL 1861 : P-GALEIF. (Carcharhinoid.) Scyllorhinid.
- Bordia** CUVIER et VALENCIENNES 1830 : P-PERCIF. (Percoid.) Sparid.
- Borisia** HACHISUKA 1934 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Timaliid.
- Borda** HERRE 1927 : P-PERCIF. (Gobioid.) Eleotrid.
- Borodamirus** WHITLEY 1935 : P-PERCIF. (Gobioid.) Eleotrid.
- Borodinula** WHITLEY 1931 : syn. d'*Avocettina* JORDAN et EVERMANN 1888.
- Borophryne** REGAN 1925 : P-LOPHIIF. (Ceratoid.) Ceratiid.
- Borostomias** REGAN 1908 : P-CLUPEIF. (Stomioid.) Astro-nesthid.
- Bos** LINNE 1758 : M-PARAX. (Solenodont.) Bovid. (Bovin.).
- Boselaphus** de BLAINVILLE 1816 : M-PARAX. (Solenodont.) Bovid. (Boselaphin.).
- Bosephalus** HORSFIELD 1851 : errat. pro *Boselaphus* de BLAINVILLE 1816.
- Bostockia** CASTELNAU 1873 : P-PERCIF. (Percoid.) Serranid.
- Bostrichthys** DUMERIL 1806 : P-PERCIF. (Gobioid.) Eleotrid.
- Bostrychia** REICHENBACH 1852 : Av. ARDEIF. Plataleid. (Threskiornithin.).
- Bostrychoides** LACEPEDE 1802 : P-PERCIF. (Gobioid.) Eleotrid.
- Bostrychus** LACEPEDE 1802 : P-PERCIF. (Gobioid.) Eleotrid.
- Botaurus** STEPHENS 1819 : Av. ARDEIF. Ardeid.
- Bothragonus** GILL 1883 : P-PERCIF. (Cottoid.) Agonid.
- Bothrocara** BEAN 1890 : P-PERCIF. (Blennioid.) Zoarcid.
- Bothrocarichthys** SCHMIDT 1938 : P-PERCIF. (Blennioid.) Zoarcid.
- Bothrocarina** SUVORA 1935 : P-PERCIF. (Blennioid.) Zoarcid.
- Bothrocaropsis** GARMAN 1899 : P-PERCIF. (Blennioid.) Zoarcid.
- Bothrolychus** GUNTHER 1874 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Colubrid.
- Bothrophthalmus** PETERS 1863 :

- R.-SQUAMAT.* (Serpent.) Colubrid.
- Bothrops** SPIX et MARTIUS 1823 : *R.-SQUAMAT.* (Serpent.) Crotalid.
- Bothus** RAFINESQUE 1810 : *P-ILEURONECTIF.* (Pleuronectoid.) Bothid.
- Botia** GRAY 1831 : *P-CYPRINIF.* (Cyprinoid.) Cobitid.
- Botrolaemus** : *P-PERCIF* (Percoid.) Carangid.
- Boulengerella** EIGENMANN 1903 : *P-CYPRINIF.* (Characoid.) Characid.
- Boulengerina** DOLLO 1886 : *R.-SQUAMAT.* (Serpent.) Elapid.
- Boulengerina** FOWLER 1907 : *P-PERCIF.* (Percoid.) Serranid.
- Boulengerochromis** PELLEGRIN 1904 : *P-PERCIF.* (Percoid.) Cichlid.
- Boulengerula** TORNIER 1896 : Amph. APOD. Caeciliid.
- Bourcieria** BONAPARTE 1850 : Av. APODIF. Trochilid.
- Bournsia** Mc GREGOR 1927 : s./g. de *Prionochilus* STRICKLAND 1841.
- Bovichthys** : vide *Bovichtus* CUVIER et VALENCIENNES 1831.
- Bovichtus** CUVIER et VALENCIENNES 1831 : *P-PERCIF.* (Tachinoid.) Nototheniid.
- Bovitrigla** FOWLER 1938 : *P-PERCIF.* (Scorpaenoid.) Triglid.
- Bowdleria** ROTSCCHILD 1896 : s./g. de *Sphenoeacus* STRICKLAND 1841.
- Bowersia** JORDAN et EVERMANN 1903 : *P-PERCIF.* (Percoid.) Lutjanid.
- Box** CUVIER et VALENCIENNES 1830 : syn. de *Boops* CUVIER 1814.
- Boxaodon** GUICHENOT 1849 : *P-PERCIF.* (Percoid.) Dipterygonotid.
- Brachaelurus** OGILBY 1906 : *P-GALEIF.* (Isuroid.) Orectolobid.
- Brachaluteres** BLEEKER 1866 : *P-PERCIF.* (Balistoid.) Balistid.
- Brachigramma** : vide *Brachygramma* GRAY 1865.
- Brachiones** THOMAS 1925 : *M.-RODENT.* (Myomorph.) Gerbillid.
- Brachionichthys** BLEEKER 1855 : *P-LOPHIIF.* (Antennarioid.) Antennariid.
- Brachiophis** MOCQUARD 1888 : *R.-SQUAMAT.* (Serpent.) Boi-gid.
- Brachioptera** GRATZIANOV 1906 : *P-RAJIF.* (Dasyatoid.) Brachiopterid.
- Brachioptilon** NEWMAN 1849 : *P-RAJIF.* (Dasyatoid.) Mobulid.
- Brachirus** SWAINSON 1839 : syn. d'*Euryglossa* KAUP 1858.
- Brachitanytes** SCHULTZ 1932 : syn. d'*Hylobates* ILLIGER 1811.
- Brachyalestes** GUNTHER 1864 : *P-CYPRINIF.* (Characoid.) Characid.
- Brachyamblyopus** BLEEKER 1874 : *P-PERCIF.* (Gobioid.) Gobiid.
- Brachyaspis** BOULENGER 1896 : *R.-SQUAMAT.* (Serpent.) Elapid.
- Brachybembras** FOWLER 1938 : *P-PERCIF.* (Scorpaenoid.) Platycephalid.
- Brachycallionymus** HERRE et MYERS 1936 : *P-PERCIF.* (Callionomoid.) Callionymid.
- Brachycephalus** FITZINGER 1826 : Amph. ANOUR. Brachycephalid.
- Brachychalcinus** BOULENGER 1892 : *P-CYPRINIF.* (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Brachycheirophis** FOWLER 1944 : *P-ANGUILLIF.* (Congroid.) Ophichthyid.
- Brachyconger** BLEEKER 1865 : *P-ANGUILLIF.* (Congroid.) Congrid.
- Brachydanio** WEBER et BEAUFORT 1916 : *P-CYPRINIF.* (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Brachydeuterus** GILL 1862 : *P-PERCIF.* (Percoid.) Lutjanid.
- Brachyeleotris** BLEEKER 1874 : *P-PERCIF.* (Gobioid.) Eleotrid.
- Brachyegadus** GILL 1862 : *P-GADIF.* Gadid.
- Brachygalaxias** EIGENMANN 1928 :

- P-CLUPEIF.* (Galaxioid.) Galaxiid.
- Brachygalba** BONAPARTE 1854 : Av. PICIF. Galbulid.
- Brachygenys** POEY 1868 : P-PERCIF. (Percoid.) Lutjanid.
- Brachyglanis** EIGENMANN 1912 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Bagrid.
- Brachyglaucosoma** FOWLER 1934 : syn. de *Glaucosoma* SCHLEGEL 1843.
- Brachygobius** BLEEKER 1874 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
- Brachygramma** DAY 1865 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Brachyistius** GILL 1862 : s./g. de *Microtremus*.
- Brachylagus** MILLER 1900 : s./g. de *Sylvilagus* GRAY 1867.
- Brachylophus** WAGLER 1830 : R-SQUAMAT. (Saur.) Iguanid.
- Brachymeles** DUMERIL et BIBEON 1839 : R-SQUAMAT. (Saur.) Scincid.
- Brachymullus** BLEEKER 1876 : P-PERCIF. (Percoid.) Mullid.
- Brachymystax** GUNTHER 1863 : P-CLUPEIF. (Salmonoid.) Salmonid.
- Brachymystus** FOWLER 1938 : s./g. de *Coilia* GRAY 1832.
- Brachyonichthys** : vide *Brachionichthys* BLEEKER 1855.
- Brachyophidium** WALL 1921 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Boigid.
- Brachyophis** MOCQUARD 1888 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Boigid.
- Brachyorhus** : vide *Brachyorrhos* KUHL 1826.
- Brachyorrhos** KUHL 1826 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Colubrid.
- Brachyotus** GOULD 1837 : syn. d'*Asio* BRISSON 1760.
- Brachyotus** KOLENATI 1856 : syn. de *Myotis* KAUP 1829.
- Brachypetersius** HOEDEMAN 1951 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
- Brachyphylla** GRAY 1834 : M-CHIROPT. (Microchiropt.) Phyllostomatid. (Stenodermin.).
- Brachyplatysoma** BLEEKER 1862 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Bagrid.
- Brachypleura** GUNTHER 1862 : P-PERCIF. (Percoid.) Maenid.
- Brachypleura** : P-PLEURONECTIF. (Pleuronectoid.) Bothid.
- Brachypleurops** FOWLER 1934 : syn. de *Citharoides* HUBBS 1915.
- Brachypomacentrus** BLEEKER 1877 : P-PERCIF. (Labroid.) Pomacentrid.
- Brachyprosopon** BLEEKER 1862 : P-PLEURONECTIF. (Pleuronectoid.) Pleuronectid.
- Brachypteracias** LAFRESNAYE 1834 : Av. CORACIADIF. Coraciid. (Coraciadin.).
- Brachypternopicus** MALHERBE 1845 : Av. PICIF. Pictid. (Picin.).
- Brachypternus** STRICKLAND 1841 : Av. PICIF. Pictid. (Picin.).
- Brachypterois** JORDAN et SEALE 1906 : errat. pro *Bathypterois* GUNTHER 1878.
- Brachypteryx** HORSFIELD 1821 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Timaliid.
- Brachypus** FITZINGER 1826 : syn. de *Scolecobates* BOULENGER 1885.
- Brachyrhaphis** : vide *Brachyrhaphis* REGAN 1913.
- Brachyrhamdia** MYERS 1927 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Bagrid.
- Brachyrhamphichthys** GUNTHER 1870 : P-CYPRINIF. (Gymnotoid.) Sternarchid.
- Brachyrhamphus** BRANDT 1837 : Av. ALCIF. Alcid. (Alcin.).
- Brachyrhaphis** REGAN 1913 : P-CYPRINODONTIF. Poeciliid.
- Brachyrhinus** : P-PERCIF. (Percoid.) Serranid.
- Brachyrus** : vide *Brachirus* SWAINSON 1839.
- Brachysomophoides** : P-ANGUILLIF. (Congroid.) Ophichthyid.
- Brachysomophis** KAUP 1856 : P-ANGUILLIF. (Congroid.) Ophichthyid.

- Brachyspiza** RIDGWAY 1898 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Fringillid. (Fringilin.).
- Brachysynodontis** BLEEKER 1862 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Loricariid.
- Brachytarsomys** GUNTHER 1875 : M.-RODENT. (Myomorph.) Cricetid. (Nesomyin.).
- Brachyteles** SPIX 1823 : M.-PRIMAT. (Simioid.) Cebid. (Atelin.).
- Brachyuromys** FORSYTH-MAJOR 1893 : M.-RODENT. (Myomorph.) Cricetid. (Nesomyin.).
- Brachyurophis** GUNTHER 1863 : R.-SQUAMAT. (Serpent.) Colubrid.
- Brachyurus** THUNBERG 1822 : Av. PASSERIF. (Mesomyod.) Pittid.
- Brachyurus** SPIX 1823 : syn. de *Cacajao* LESSON 1840.
- Bradornis** SUNDEVAL nec SMITH 1847 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Prionopid.
- Bradymedusa** MIRANDA-RIBEIRO 1926 : Amph. ANOUR. Hylid.
- Bradypterus** SWAINSON 1837 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Timaliid.
- Bradypus** LINNE 1758 : M.-EDENT. (Xenanthr.) Bradypodid.
- Brahmapicus** MALHERBE 1849 : Av. PICIF. Picid. (Picin.).
- Brama** (KLEIN) WALBAUM 1792 : P-CORYPHAENIF. Bramid.
- Bramichthys** WAITE 1905 : P-PERCIF. (Percoid.) Ephippiid.
- Bramocharax** GILL 1877 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
- Bramopsis** AGASSIZ 1861 : P-PERCIF. (Labroid.) Embiotocid.
- Bramus** POMEL 1892 : syn. d'*Ellobius* FISCHER 1814.
- Branchioia** EIGENMANN 1917 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Trichomycterid.
- Branchiostegus** RAFINESQUE 1815 : P-PERCIF. (Percoid.) Latilid.
- Branchiosteus** GILL 1861 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Bagrid.
- Branderius** RAFINESQUE 1815 : P-ANGUILLIF. (Congroid.) Ophichthid.
- Brannerella** GILBERT 1900 : P-PERCIF. (Gobioid.) Clinid.
- Branta** SCOPOLI 1769 : Av. ANATIF. Anatid. (Anserin.).
- Bregmaceros** THOMPSON 1840 : P-GADIF. Gadid.
- Breitensteinia** STEINDACHNER 1881 : P-CYPRINIF. (Soluroid.) Bagrid.
- Brephamiz** JORDAN 1922 : P-PERCIF. (Percoid.) Serranid.
- Brephostoma** ALCOCK 1889 : P-PERCIF. (Percoid.) Serranid.
- Breviceps** MERREM 1820 : Amph. ANOUR. Microhylid.
- Breviglanis** EIGENMANN 1910 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Bagrid.
- Brevigobio** TANAKA 1916 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Breviraja** BIGELOW et SCHROEDER 1948 : P-RAJIF. (Rajoid.) Rajid.
- Brevoortia** GILL 1861 : P-CLUPEIF. (Clupeoid.) (ou *Brevoortid.*).
- Briania** CHASEN et BODENKLOSS 1930 : syn. de *Muscicapella* BIANCHI 1907.
- Briba** AMARAL 1935 : R.-SQUAMAT. (Saur.) Geckonid.
- Brinkmannella** PARR 1933 : P-PERCIF. (Percoid.) Serranid. (ou *Cheilodipterid.*).
- Brisbania** CASTELNAU 1878 : P-CLUPEIF. (Eleopoid.) Elopod.
- Brochis** COPE 1872 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Callichthid.
- Broderipornis** MATHEWS 1930 : syn. d'*Oriolus* LINNE 1758.
- Brockius** HUBBS 1953 : s./g. de *Labrisomus* SWAINSON 1839.
- Broderipicus** BONAPARTE 1854 : syn. d'*Oriolus* LINNE 1758.
- Bronchocela** KAUP 1827 : R.-SQUAMAT. (Saur.) Agamid.
- Brontes** CUVIER et VALENCIENNES 1840 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Loricariid.
- Brookesia** GRAY 1864 : R.-SQUAMAT. (Saur.) Chamaleontid.

- Brosmiculus** VAILLANT 1888 : P-GADIF. Gadid.
Brosmius CUVIER 1829 : P-GADIF. Gadid.
Brosmophycis GILL 1861 : P-PERCIF. (Ophidioid.) Brotulid.
Brotogerys VIGORS 1825 : Av. PSITTACIF. Psittacid.
Brotula CUVIER 1829 : P-PERCIF. (Ophidioid.) Brotulid.
Brotulina FOWLER 1946 : P-PERCIF. (Ophidioid.) Brotulid.
Brotulotaenia PARR 1933 : P-PERCIF. (Ophidioid.) Brotulid.
Brunhilda REICHENBACH 1863 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Ploceid. (Estrildin.).
Brunichthys PARR 1951 : P-CLUPEIF. (Alepocephaloid.) Alepocephalid.
Brustarius HERRE 1935 : s./g. d'Arius CUVIER et VALENCIENNES 1840.
Bryanina FOWLER 1932 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
Brycinus CUVIER et VALENCIENNES 1849 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
Brycochandus EIGENMANN 1909 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
Brycon MULLER et TROSCHER 1844 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
Bryconacidnus MYERS 1929 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
Bryconaethiops GUNTHER 1873 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
Bryconalestes HOEDEMAN 1951 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
Bryconamericus EIGENMANN 1907 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
Bryconodon EIGENMANN 1903 : P-Cyprinid. (Characoid.) Characid.
Bryconops KNER 1858 : P-CYPRINIF. (Characoid.) Characid.
Bryolopus JORDAN et SNYDER 1902 : syn. de Bryozoichthys WHITLEY 1931.
Bryozoichthys WHITLEY 1931 : P-PERCIF. (Blennioid.) Pholid.
Bryttosus JORDAN et SNYDER 1901 : P-PERCIF. (Percoid.) Serranid.
Bryttus CUVIER et VALENCIENNES 1831 : syn. d'Apomotis RAFINESQUE 1818.
Bryx HERALD 1940 : P-SYNGNATHIF. Syngnathid.
Buarremon BONAPARTE 1850 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Tanagrid.
Bubalibos HEUDE 1901 : syn. de Bos LINNE 1758.
Bubalichthys AGASSIZ 1855 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) Catostomid.
Bubalis LICHTENSTEIN 1814 : syn. d'Alcelaphus de BLAINVILLE 1816.
Bubalornis SMITH 1836 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Ploceid. (Bubalornithin.).
Bubalus SMITH 1827 : M.-PARAX. (Solenodont.) Bovid. (Bovin.).
Bubalus FRISCH 1775 : nom. nud. pro Bubalus SMITH 1827.
Bubo DUMERIL 1806 : Av. STRIGIF. Strigid. (Bubonin.).
Bubulus BONAPARTE 1854 : Av. ARDEIF. Ardeid.
Bubyr ILJIN 1930 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
Bucanetes CABANIS 1851 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Fringillid. (Emberizin.).
Buccanodon GRAY 1855 : Av. PICIF. Capitonid.
Bucco BRISSON 1760 : Av. PICIF. Bucconid.
Buccone JORDAN et EVERMANN 1897 : P-PERCIF. (Percoid.) Sciaenid.
Bucephala BAIRD 1858 : Av. ANATIF. Anatid. (Anatin.).
Bucephalus SMITH 1829 : syn. de Dispholidus DUVERNOY 1832.
Buceros LINNE 1758 : Av. CORACIADIF. Bucerotid.
Bucerotulus BONAPARTE 1849 : Av. CORACIADIF. Bucerotid.
Buchanga HODGSON 1837 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Dicrurid.
Bucia HODGSON 1836 : Av. CORACIADIF. Meropid.
Bucorvus LESSON 1830 : Av. CORACIADIF. Bucerotid.
Budorcas HODGSON 1850 : M.-PARAX. (Solenodont.) Bovid. (Rupicaprin.).

- Budytes** CUVIER 1817 : s./g. de *Motacilla* LINNE 1758.
- Buenia** ILJIN 1930 : P-PERCIF. (Gobioid.) Gobiid.
- Buffelus** RUTIMEYER 1865 : syn. de *Bubalus* SMITH 1827.
- Bufichthys** SWAINSON 1839 : P-PERCIF. (Scorpaenoid.) Synancejid.
- Bufo** LAURENTI 1768 : Amph. ANOUR. Bufonid.
- Bufoceratias** WHITLEY 1931 : syn. de *Paroneirodes* ALCOCK 1890.
- Bugeranus** GLOGER 1842 : Av. RALLIF. Gruid.
- Buglossidium** CHABANAUD 1930 : P-PLEURONECTIF. (Soleoid.) Soleid.
- Buglossus** GUNTHER 1862 : P-PLEURONECTIF. (Soleoid.) Soleid.
- Bulbonaricus** HERALD 1953 : s./g. d'*Ichthyocampus* KAUP 1858.
- Bulleria** IREDALE et MATHEWS 1926 : Av. PSITTACIF. Psittacid.
- Bullimus** MEARNS 1905 : syn. de *Rattus* FISCHER 1803.
- Bulua** BOULENGER 1904 : Amph. ANOUR. Ranid.
- Bulveria** BONAPARTE 1843 : Av. PROCELLARIF. Procellariid.
- Bunaka** HERRE 1927 : P-PERCIF. (Gobioid.) Eleotrid.
- Bungarus** DAUDIN 1803 : R-SQUAMAT. (Serpent.) Elapid.
- Bungia** KEYSERLING 1861 : P-CYPRINIF. (Cyprinoid.) Cyprinid.
- Bunocephalichthys** BLEEKER 1858 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Bunocephalid.
- Bunocephalus** KNER 1855 : P-CYPRINIF. (Siluroid.) Bunocephalid.
- Bunocottus** KNER 1868 : P-PERCIF. (Cottoid.) Cottid.
- Bunolagus** THOMAS 1929 : syn. de *Lepus* LINNE 1758.
- Bunomys** THOMAS 1910 : syn. de *Rattus* FISCHER 1803.
- Buphaga** LINNE 1758 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Sturnid. (Buphagin.).
- Buphus** BOIE 1826 : syn. d'*Ardeola* BOIE 1822.
- Burhinops** : Av. RALLIF. Burhinid.
- Burhinus** ILLIGER 1811 : Av. RALLIF. Burhinid.
- Burmeisteria** GRAY 1865 : M-EDENT. (Xenarthr.) Dasypodid. (Chlamydomphorin.).
- Burnesia** BLYTH 1863 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Timaliid.
- Buro** de LACEPEDE 1803 : P-PERCIF. (Siganoid.) Siganid.
- Burobulla** WHITLEY 1931 : P-PERCIF. (Acanthuroid.) Acanthurid.
- Buronus** RAFINESQUE 1815 : syn. de *Buro* LACEPEDE 1803.
- Burrica** RIDGWAY 1887 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Fringilid.
- Busarellus** de LAFRESNAYE 1839 : Av. FALCONIF. Falconid. (Buteonin.).
- Busuanga** HERRE 1930 : P-BELONIF. (Belonoid.) Belonid.
- Butalis** BOIE 1826 : syn. de *Muscicapa* LINNE 1758.
- Butastur** HODGSON 1843 : Av. FALCONIF. Falconid. (Aquilin.).
- Buteo** de LACEPEDE 1799 : Av. FALCONIF. Falconid. (Buteonin.).
- Buteogallus** LESSON 1830 : Av. FALCONIF. Falconid. (Buteonin.).
- Buteola** BONAPARTE 1855 : Av. FALCONIF. Falconid. (Buteonin.).
- Buthraupis** CABANIS 1851 : Av. PASSERIF. (Acromyod.) Tanagerid.
- Butigobius** WHITLEY 1930 : syn. de *Lebetus* WINTHER 1877.
- Butis** BLEEKER 1856 : P-PERCIF. (Gobioid.) Eleotrid.
- Butorides** BLYTH 1849 : Av. ARDEIF. Ardeid.
- Butreron** BONAPARTE 1854 : Av. COLUMBIF. Columbidae. (Teronin.).
- Butyrinus** de LACEPEDE 1803 : P-CLUPEIF. (Elopoid.) Albulid.
- Bycanistes** CABANIS et HEINE 1860 : Av. CORACIADIF. Bucerotid.
- Bythites** REINHARDT 1835 : P-PERCIF. (Ophidioid.) Brotulid.

TABLE DES AUTEURS ⁽¹⁾

ABRERA (V. St. E. d'). — Tropical eosinophilia. An aethio-pathological study. (Analyse par H. Galliard)	443
ADAM (J.-P.). — v. DOUCET (J.).	
ALDIGHIERI (J. et R.). — v. PAYAN (H.).	
ANDRIEU (S.). — v. BIGUET (J.).	
BABÈS (M.). — v. DINULESCU (G.).	
BERNARD (C.). — v. DOBY (J.-M.).	
BERNARD (J.). — Sur trois cas de Cysticercose grave chez des Cam-pagnols (<i>Rodentia-Microtidæ</i>)	243
BIGUET (J.), COCHET (G.), DEBLOCK (S.), ANDRIEU (S.) et DUC (G.). — Les affinités taxonomiques de quelques <i>Trichophyton</i> afri-cains, agents de tondantes microsporiques ou trichophytiques..	409
— v. DEBLOCK (S.).	
BINSON (G.). — v. DOUCET (J.).	
BRYGOO (E. R.). — v. CHABAUD (A.-G.).	
BUTTNER (A.) et VACHER (C.). — Recherches sur le développement et l'identification de <i>Plagiorchis (Multiglandularis) cirratus</i> (Ru-dolphi 1802) : Etude du cycle évolutif	268
CALLOT (J.) et GAYOT (G.). — <i>Cysticercus longicollis</i> chez des Cani-dés	15
— et HELLUY (J.). — Parasitologie médicale. (Analyse par H. Galliard)	195
CAMPANA-ROUGET (Y.) et PAULIAN (P.). — Mise en synonymie de deux espèces de <i>Contracaecum</i> , parasites de Mammifères marins.	191
— v. CHABAUD (A.-G.).	
CAPRON (A.). — v. DEBLOCK (S.).	
CERNAIANU (C. C.). — Piroplasma si Piroplasmose. (Analyse par J. Euzéby)	435
CHABAUD (A.-G.), CAMPANA-ROUGET (Y.) et BRYGOO (E. R.). — Les Nématodes <i>Seuratoidea</i>	316
— v. INGLIS (W. G.).	
COCHET (G.). — v. BIGUET (J.).	
Conférence internationale sur la trichinose	193

(1) Chiffres gras : articles originaux.

Chiffres italiques : notes et informations, analyses, répertoires.

DALENS (H.). — v. DOLLFUS (R. Ph.).	
DAVID (F.). — v. DOBY (J.-M.).	
DEBLOCK (S.). — De quelques identités vraisemblables concernant des métacercaires de Microphallidés d'Europe occidentale.....	672
—, Complément de description d' <i>Hymenolepis stelleræ</i> , Deblock, Biguet et Capron, 1961	757
—, BIGUET (J.) et CAPRON (A.). — Contribution à l'étude des Cestodes de <i>Lari</i> des côtes de France. I. Le genre <i>Hymenolepis</i>	538
— et CAPRON (A.). — Contribution à l'étude des <i>Microphallidæ</i> Travassos 1920 (<i>Trematoda</i>). IV. Le genre <i>Maritrema</i> : Description complémentaire de <i>M. humile</i> Nicoll 1907, de <i>M. linguilla</i> et de <i>M. subdolum</i> Jaegerskioeld 1909 (<i>suite</i>)	23
—, v. BIGUET (J.).	
DINULESCU (G.) et BABÈS (M.). — Sur la priorité de la découverte des Babésies. Classification et terminologie	747
DOBY (J.-M.) et BERNARD (C.). — Galvanotaxie chez la larve de <i>Strongyloides stercoralis</i> Bavay, 1876	432
— et DAVID (F.). — Présence en France (Dordogne, Pyrénées-Orientales, Haute-Savoie, Bas-Rhin, Pas-de-Calais, Manche et Côtes-du-Nord) de la forme <i>spinosum</i> Doby et Deblock 1957, de <i>Simulium ornatum</i> Meigen 1818 (Diptères-Simuliidés)	387
— et RAULT (B.). — Présence d' <i>Aedes excrucians</i> Walker 1856 à Richelieu (Indre-et-Loire). Observations écologiques concernant cette espèce	619
—, — et DAVID (F.). — <i>Theobaldia (Culicella) litorea</i> (Shute 1928) et <i>Anopheles (Anopheles) algeriensis</i> Theobald 1903 dans l'ouest de la France. Contribution à l'étude de ces deux espèces	174
DOLLFUS (R. Ph.). — Recherches expérimentales sur <i>Nicolla gallica</i> (R. Ph. Dollfus 1941), R. Ph. Dollfus 1958, sa cercaire cotylicherque et sa métacercaire progénétique. Observations sur la famille des <i>Coitocaecidæ</i> Y. Osaki 1928, s.f. <i>Coitocaecinæ</i> , F. Roche 1926, <i>Trematoda</i> , <i>Podocotyloidea</i> , et sur les cercaires cotylicherques d'eau douce et marines (<i>suite et fin</i>)	65
. Recherches sur le développement et l'identification de <i>Plagiorchis (Multiglandularis) cirratus</i> (Rudolphi 1802): Description et identification	282
—, Transformation de <i>Dihemistephanus lydiæ</i> en <i>Stenocollum fragile</i> par macération	528
. Critique de récentes innovations apportées à la classification des <i>Accacoeliidæ</i> (<i>Trematoda-Digenea</i>). Observations sur des métacercaires de cette famille	648
—, Sur <i>Hemiurus communis</i> T. Odhner 1905 (<i>Trematoda Digenea</i> , <i>Hemiuridæ</i>)	704
— et DALENS (H.). — <i>Prosthorhynchus cylindraceus</i> (Goeze 1782) au stade juvénile chez un Isopode terrestre. <i>Acanthocephala-Poly-morphidæ</i>	347

DORIER (A.) et GRENIER (P.). — Deux Simulies nouvelles pour la faune française (<i>Diptera-Simuliidæ</i>)	171
DOUCET (J.), ADAM (J.-P.) et BINSON (G.). — Les Culicidés de la Côte-d'Ivoire	391
DUPOIS (G.). — Redécouverte de <i>Scaphanocephalus expansus</i> (Crepin 1842) (<i>Trematoda : Heterophyidæ</i>)	426
DUC (G.). — v. BIGUET (J.).	
DURET (J.). — v. PAUTRIZEL (R.).	
EUZET (L.) et TRILLES (J.-P.). — <i>Octolabea turchinii</i> n. g., n. sp. (<i>Plectanocotylidæ</i>), un Monogène nouveau, parasite de <i>Peristhedion cataphractum</i> (L.)	504
FAIN (A.). — Nouveaux Schistosomes d'Oiseaux du genre <i>Gigantobilharzia</i> Odhner	292
FEIDER (Z.) et SOLOMON (L.). — <i>Hirstionyssus galeatus</i> , un nouveau Gamaside (<i>Acari</i>), parasite de <i>Microtus arvalis laevis</i>	607
FRAGA DE AZEVEDO (J.). — Sur le diagnostic du Kala-azar	687
GAYOT (G.). — v. CALLOT (J.).	
GHERMAN (I.). — Elemente de Epidemiologie a Bolilore parazitare. (Analyse par A. Buttner)	455
—, Dégénérescence des œufs d' <i>Hymenolepis nana</i> chez personnes en voie de guérison spontanée	755
GOLVAN (Y. J.). — Le phylum des <i>Acanthocephala</i> (3 ^e note). La classe des <i>Palaeacanthocephala</i> (Mayer 1931)	138
—, Le phylum des <i>Acanthocephala</i> (3 ^e note). La classe des <i>Palaeacanthocephala</i> (Meyer 1931) (à suivre)	350
—, Le phylum des <i>Acanthocephala</i> (3 ^e note). La classe des <i>Palaeacanthocephala</i> (Meyer 1931) (suite)	575
—, Le phylum des <i>Acanthocephala</i> (3 ^e note). La classe des <i>Palaeacanthocephala</i> (Meyer 1931) (suite). Addenda et errata	713
—, Répertoire systématique des noms de genre de Vertébrés (suite).	766
GRAIN (J.). v. PUYTORAC (P. de).	
GRENIER (P.). — v. DORIER (A.).	
GRÉTILLAT (S.). — Cycle évolutif de <i>Carmyrius dollfusi</i> Golvan, Chabaud et Grétilat 1957. Premières recherches. Formes larvaires et hôtes intermédiaires. Epidémiologie de la gastrothylose bovine à Madagascar	45
—, Amphistomes (Trématodes) des Ruminants domestiques de la République du Tchad. Description d'un <i>Gastrothylacidae</i> nouveau, <i>Carmyrius graberi</i> n. sp.	509
HELLUY (J.). v. CALLOT (J.).	
HERTIG (B.). — Biologie der westpalaarktischen Raupenfliegen (<i>Diptera-Tachinidæ</i>). (Analyse par Cl. Dupuis)	446
INGLIS (W. G.). — Les Nématodes de la famille des <i>Maupasiniidæ</i> ..	190
— et CHABAUD (A.-G.). — Sur la position systématique des <i>Schneidernematinæ</i> (<i>Nematoda</i>)	428

JARRY (D.). — <i>Piscicola haranti</i> n. sp (Hirudinea)	305
—, v. SAMSINAK (K.).	
KREMER (M.). — Sur quelques Culicides de Guinée	615
—, Deux <i>Ceratopogonidæ</i> nouveaux pour la France : <i>Culicoides semimaculatus</i> Clastrier et <i>Culicoides truncorum</i> Edwards.	744
LAPIERRE (J.), ROUSSET (J.-J.) et PICOT (H.). — Réceptivité du hérisson (<i>Erinaceus europæus</i>) au <i>Trypanosoma gambiense</i>	188
LAVOPIERRE (M. M. J.). — Notes acarologiques. II. Quelques remarques sur <i>Trixacarus diversus</i> Sellnick, 1944 (= <i>Sarcoptes anacanthos</i> Guilhon, 1946), et sur trois espèces récemment décrites de <i>Sarcoptes</i> des singes et des chauves-souris	166
LAWRENCE (R. F.). — Un nouvel Acare de la gale dans l'ex-Congo Belge.	724
LE VAN HOA. — Redescription de quelques <i>Capillaria</i> peu connus, récoltés à Richelieu (Indre-et-Loire)	594
—, Synonymie des genres <i>Amplicæcum</i> Baylis 1920 et <i>Orneoascaris</i> Skrjabin 1916	760
LINCICOME (D. R.). — Serial passage of <i>Trypanosoma lewisi</i> in the heterologous mouse host. II. Developmental history during transfer in adequately-fed hosts	457
—, Traduction et analyse par H. Galliard	764
MANIER (J. F.). — <i>Paracoleomitus grassei</i> n. g. n. sp., Schizophyte du côlon de <i>Calotermes flavicollis</i> F.	677
MAWSON (P. M.). — <i>Seuratinema</i> Johnston et Mawson 1941, synonyme de <i>Skrjabinema</i> Gnédina 1933	430
OUSPENSKAÏA (A. V.). — Parasito-faune des Crustacés benthiques de la mer de Barents. (Exposé préliminaire)	221
PAULIAN (P.). — v. CAMPANA-ROUGET (Y.).	
PAUTRIZEL (R.), RIPERT (C.) et DURET (J.). — Résistance du fœtus de Rongeur (Rat, Cobaye, Lapin) vis-à-vis de <i>Trypanosoma equiperdum</i>	469
PAYAN (H.), SAUTET (J.) et ALDIGHIERI (J.). — Contribution à l'étude anatomo-pathologique de l'infection à <i>Plasmodium berghei</i> chez les Souris soumises à divers régimes	209
PETTER (Cl.). — Etude zoologique de la <i>Larva migrans</i>	118
PICOT (H.). — v. LAPIERRE (J.).	
PIZZI (T.). — Immunologia de la Enfermedad de Chagas. (Analyse par H. Galliard)	440
PUYTORAC (P. de) et GRAIN (J.). — Sur deux Grégarines du genre <i>Monocystella</i> , endoparasites des Planaires ochridiennes : <i>Fonticolla ochridana</i> Stankovič et <i>Neodendrocoelum sancti-naumi</i> Stankovič	197
RAULT (B.). — v. DOBY (J. M.).	

RIPERT (C.). — v. PAUTRIZEL (R.).	
ROUSSET (J.-J.). — v. LAPIERRE (J.).	
RUFFIÉ (J.). — v. SICART (M.).	
SAMSINAK (K.) et JARRY (D.). — Un curieux cas de pseudo-parasitisme par Acariens dans un liquide céphalo-rachidien	730
SAUTET (J.). — v. PAYAN (H.).	
SICART (M.) et RUFFIÉ (J.). — Sur les larves d'Anophèles récoltées en Corse au cours de l'été 1959	622
— et —, Etude sur les nymphes des Culicinéés du sous-bassin aquitain	631
SOLOMON (L.). — v. FEIDER (Z.).	
STAM (A. B.). — Un cas mortel d'ascaridiose (<i>Ascaris lumbricoides</i> L.) chez le Chimpanzé nain (<i>Pan paniscus</i> Schwarz).....	675
STARKOFF (O.). — Ixodoidea d'Italia. Studio monografico. (Analyse par Y. Campana-Rouget)	194
THÉODORIDÈS (J.). — Quelques Eugrégarines parasites d'Arthropodes terrestres des Alpes-Maritimes	5
—, Parasites et phorétiques de Coléoptères et de Myriapodes de Richelieu (Indre-et-Loire)	488
—, Quelques parasites de Coléoptères Ténébrionides d'Espagne....	762
TIMON-DAVID (J.). — Recherches expérimentales sur le cycle de <i>Dicrocoelioides petiolatum</i> (A. Railliet 1900) (<i>Trematoda</i> , <i>Dicrocoeliidæ</i>)	251
TRILLES (J.-P.). — v. EUZET (L.).	
UŠPENSKAJA (A. V.). — v. OUSPENSKAJA (A. V.).	
VACHER (C.). — v. BUTTNER (A.).	
VERMEIL (C.). — Contribution à l'étude des <i>Nycteribiidæ</i> et des <i>Streblidæ</i> (<i>Diptera</i> , <i>Pupipara</i>) de Tunisie	737

TABLE DES MATIÈRES (1)

A	
<i>Acanthocephala</i> .. 138, 347, 351, 575,	713
Acare (Un nouvel — de la gale) ..	724
Acariens (Un curieux cas de pseudo-parasitisme par —)...	730
Acarologiques (Notes)	166
<i>Accoeliidæ</i> (Classification des —)	648
<i>Aedes excrucians</i> (Présence c' — à Richelieu)	619
Amphistomes des Ruminants de la République du Tchad	507
<i>Amplicæcum</i> (Synonymie des genres — et <i>Orneoascaris</i>)	760
Anatomo-pathologie de l'infection à <i>Plasmodium berghei</i> ..	209
Anophèles (Larves d' — de Corse) — (<i>Anopheles algeriensis</i> (Etude écologique)	622 174
Aquitain (Nymphes des Culicinés du sous-bassin —)	631
<i>Arythmacanthidæ</i> 141, 350,	716
Ascaridiose mortelle	675
Ascaridiens (Biologie des —) ..	119
<i>Ascaris lumbricoides</i>	675
<i>Aspersentidæ</i> n. fam. .. 141, 154,	715
B	
Babésies (Priorité de la découverte des —)	747
Balbuzard pêcheur (Hôte de <i>Saphanocephalus expansus</i>)	426
<i>Borrelia crociduræ</i>	188
C	
<i>Calotermes flavicollis</i> (Schizophyte du côlon de —)	677
Campagnols (Cysticercose grave des —)	243
Canidés (<i>Cysticercus longicollis</i> chez des —)	15
<i>Capillaria</i>	594
<i>Carmyerius dollfusi</i> (Cycle évolutif)	45
— <i>graberi</i> n. sp.	509
<i>Cavisomidæ</i>	142, 364, 714
<i>Centrorhynchidæ</i> n. fam. 143 , 586,	717
<i>Ceratopogonidæ</i> (Deux — nouveaux pour la France)	744
Chauve-Souris (Sarcoptes de —). ..	166
Chimpanzé nain (Ascaridiose chez le —)	675
Cilié de Planaire	199
<i>Coitocaecidæ</i>	65
Coléoptères (Parasites et phorétiques de —)	488
Coléoptères Ténébrionides	762
Congo Belge (Un nouvel Acare de la gale dans l'ex —)	724
<i>Contracæcum</i> (Mise en synonymie de deux espèces de —)...	191
Corse (Larves d'Anophèles de la —)	622
Côte-d'Ivoire (<i>Culicidæ</i> de la —). ..	391
Crustacés benthiques (Parasitofaune des —)	221
<i>Culicidæ</i> (de la Côte-d'Ivoire)...	391
Culicides (de Guinée)	615
Culicinés (Nymphes des — du sous-bassin aquitain)	631
<i>Culicoides semimaculatus</i>	744
<i>Culicoides truncorum</i>	744
Cycle évolutif de <i>Carmyerius dollfusi</i>	45
Cycle de <i>Dicrocoelioides petiolatum</i>	251
Cycle évolutif de <i>Plagiorchis (multiglandularis) cirratus</i> ...	268
Cysticercose grave des Campagnols	243
<i>Cysticercus longicollis</i>	15
D	
Diagnostic du Kala-azar	687
<i>Dicrocoeliidæ</i>	251
<i>Dicrocoelioides petiolatum</i> (Cycle de —)	251
<i>Dihemistephanus tydiæ</i> (Transformation de —)	528

(1) Chiffres gras : articles originaux.

Chiffres italiques : notes et informations, analyses, répertoires.

Diplosentidae 140, 143, 713

E

Echinorhynchidae 141, 354
Echinorhynchus n. subgen. 142, 361
 Ecologie d'*Aedes excrucians* 619
 Ecologique (Etude — de *Theobaldia litorea* et d'*Anopheles algeriensis*) 174
 Eosinophilie tropicale 443
 Epidemiologie a Bolilore parazitare (Eléments de —) 455
 Epidemiologie de la gastrothylose bovine à Madagascar 45
Erinaceus europaeus 188
 Espagne (Coléoptères Ténébrionides d' —) 762

F

Filisomatinae n. subfam. ... 140, 150
Fessisentidae 142, 368, 714, 723
 Fœtus de Rongeur 469
Fonticola ochridana 197
 France (*Ceratopogonidae* nouveaux pour la —) 744
 — (Cestodes de Lari des côtes de —) 538
 — (Simulies nouvelles en —) ... 171
 — (Présence en — de *Simulium ornatum* forme *spinosum*) 387
 — (*Theobaldia litorea* et *Anopheles algeriensis* dans l'ouest de la —) 174
Fresnyarhynchus nom. nov. 141, 354

G

Galvanotaxie (chez la larve de *Strongyloides stercoralis*) 432
 Gamaside 607
Gastrothylacidae 45, 509, 510
Gigantobilharzia 292
 — *adami* n. sp. 294
 — *nettapi* n. sp. 296
 — *plectropteri* n. sp. 299
Gorgorhynchidae 140, 145, 713
Gorgorhynchinae n. subfam. 140, 146, 713
 Grégarines 5, 197
 Guinée (Culicides de —) 615

H

Hemiuridae 704
Hemius communis 704
 Hérisson 188
Heterophyidae 426
Hirstionyssus galeatus 607
Hirudinea 305
Hymenolepis 538
 — *nana* (Dégénérescence des œufs d' —) 755
 — *stellorae* sp. nov. 548, 757

Hypoechinorhynchidae n. fam. 141, 352, 716

I

Iliosentinae n. subfam. 141, 157
 Immunologie de la maladie de Chagas 440
 Insectes (Eugrégarines d' —) .. 7
 Isopode terrestre (*Prosthorhynchus cylindraceus* chez un —) .. 347
 Italie (*Ixodoidea* d' —) 194
Ixodoidea (d'Italie) 194

K

Kala-azar (Diagnostic du —) 687

L

Lari (Cestodes de —) 538
Larva migrans 118

M

Macération de *Dihemistephanus lydie* 528
 Madagascar (gastrothylose bovine à —) 45
 Maladie de Chagas (Immunologie de la —) 440
 Mammifères marins 191
Maritrema humile, *M. linguilla*, *M. subdolum* 23
Maupasinidae nom. nov. 190
Megistacantha nov. subgen. 141, 162
Microphallidae 23, 672
Microtus arvalis 607
Monocystella 197
 Monogène nouveau 504
 Myriapodes (Eugrégarines de —) .. 5
 — (Parasites et phorétiques de —) 488
Mysarcoptes paucipilis n. gen., n. sp. 725

N

Neacanthocephaloidinae n. subfam. 141, 355
Neodendrocoelum sancti-naumi .. 197
Neogorgorhynchus n. gen. ... 140, 150
Nicolla gallica 65
Nycteribiidae 737

O

Octolabea turchinii n. g., n. sp. ... 504
 Oiseaux (Schistosomes d' —) ... 292
Orneoascaris 760

P

Palaeacanthocephala .. 138, 350, 575, 713
Pan paniscus 675
Paracanthocephalidae n. fam., 141, 353, 717
Paracoleomitus grassei n. g., n. sp. 677

<i>Paramphistomatidæ</i>	509	<i>Sphaerechinorhynchinae</i> nov. subfam.	143
Parasitologie médicale	195	<i>Spinus</i> (Forme — de <i>Simulium ornatum</i>)	387
<i>Peristhedion cataphractum</i>	504	<i>Stenocollum fragile</i>	528
Piroplasmes	435	<i>Streblidæ</i> de Tunisie	737
<i>Piscicola haranti</i> n. sp.	305	<i>Strongyloides stercoralis</i> (Galvanotaxie chez la larve de —) ...	432
— (Description et identification). ..	282	<i>Subuluridæ</i>	190
<i>Plagiorhynchidæ</i> nov. fam. 143, ..	575, 717	T	
Planaires ochridiennes	197	<i>Tachinidæ</i>	446
<i>Plasmodium berghei</i>	209	<i>Taenia crassiceps</i> (Cysticerque de — chez le Campagnol)	244
<i>Plectanocotylidæ</i>	504	<i>Taenia taeniaeformis</i> (Cysticerque de — chez le Campagnol). ..	243
<i>Podocotylodea</i> (Superfamille des —)	65, 97	Tchad (Amphistomes des Ruminants de la République du —). ..	509
<i>Polymorphidæ</i> ... 142, 347, 373, ..	717	Ténébrionides	762
<i>Pomphorhynchidæ</i>	142, 368	Termites	677
<i>Prosthorhynchus cylindraceus</i> ..	347	<i>Theobaldia (culicella) litorea</i> (Etude écologique)	174
<i>Pseudoacanthocephalidæ</i> ... 143, ..	575	Tondantes microsporiques ou trichophytiques	409
Pseudoparasitisme par acariens. ..	730	Transformation de <i>Dihemistephanus lydiæ</i> en <i>Stenocollum fragile</i>	528
<i>Pupipara</i>	737	Trichinose	193
R		Trichodines de Planaires	199
Régimes (<i>Plasmodium berghei</i> et — chez les souris blanches) ...	209	<i>Trichophyton</i> africains	409
<i>Rhadinorhynchidæ</i> ... 141, 157, ..	714	<i>Trixacarus diversus</i>	166
Rongeurs	469	<i>Trypanosoma equiperdum</i>	469
Ruminants domestiques de la République du Tchad	509	<i>Trypanosoma gambiense</i>	188
S		<i>Trypanosoma lewisi</i>	457, 764
Sarcopes des Singes et des Chauves-Souris	166	Tunisie (<i>Nycteribiidæ</i> et <i>Streblidæ</i> de —)	737
<i>Scaphanocephalus expansus</i> ...	426	Turbellariés (Grégarines parasites de —)	197
Schistosomes d'Oiseaux	292	V	
<i>Schneidernematinae</i>	428	<i>Vancleaveinae</i> nov. subfam. 142, ..	364
<i>Seuratinema</i>	430	Vertébrés (Répertoire systématique des noms de genres de —) ..	766
<i>Seuratoidea</i>	316		
Simulies	171		
<i>Simulium ornatum</i> forme <i>spinosum</i>	387		
Singes (Sarcoptes de —)	166		
<i>Skriabinema</i>	430		

